

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**PARASITAS GASTROINTESTINAIS DOS ANIMAIS NO CENTRO DE
ESTUDOS E RECUPERAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES
(CERAS, CASTELO BRANCO)**

Eulália de Nazaré Neves Alves

Orientador(es)

Prof. Dr. Augusto Manuel Rodrigues Faustino

Co-Orientador(es)

Dra. Ana Filipa Silva Lopes

Porto, 2018

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**PARASITAS GASTROINTESTINAIS DOS ANIMAIS NO CENTRO DE
ESTUDOS E RECUPERAÇÃO DE ANIMAIS SILVESTRES
(CERAS, CASTELO BRANCO)**

Eulália de Nazaré Neves Alves

Orientador(es)

Prof. Dr. Augusto Manuel Rodrigues Faustino

Co-Orientador(es)

Dra. Ana Filipa Silva Lopes

Porto, 2018

RESUMO

O presente relatório final de estágio espelha o trabalho desenvolvido durante dezasseis semanas no Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens (CERAS) em Castelo Branco.

O objetivo do estudo realizado era determinar que tipos de parasitas gastrointestinais afetavam os animais que davam entrada no centro de recuperação durante o período de estágio. Foi também avaliada a necessidade de tratamento e a sua eficácia. Foram recolhidas 87 amostras de fezes no período compreendido entre Setembro de 2017 a Janeiro de 2018. Estas amostras procederam de 30 animais diferentes: 1 gineta, 4 ouriços-cacheiros e 25 aves.

Um total de 65 amostras foram submetidas a análise qualitativa, nas quais se realizou técnica de flutuação e técnica de sedimentação. 29 Amostras tiveram resultado positivo (45%), sendo que a forma parasitária mais frequente foram os ovos de nemátodes (25 amostras; 38%). Mas também foram observados ovos de tremátodes (10 amostras; 15%), oocistos de protozoários (7 amostras; 11%) e ovos de céstodes (2 amostras; 3%). As restantes amostras foram submetidas a análise quantitativa com o intuito de monitorizar a eficácia do tratamento.

Realizou-se tratamento com anti-helmíntico na gineta, em duas águias-de-asa-redonda e numa gaivota. A gineta apresentava infestação com *Toxocara spp.* e foi desparasitada com sucesso com pamoato de pirantel. As três aves tinham infestações com *Capillaria spp.* e foram desparasitadas com sucesso com fenbendazol.

De um modo geral as formas parasitárias encontradas estavam relacionadas com o tipo de dieta do animal. Animais com dietas mais variadas apresentaram formas parasitárias mais variadas. No grupo das aves, as diurnas apresentaram mais diversidade parasitária que as noturnas.

No futuro seria interessante realizar este tipo de estudo num grupo maior de animais e durante um período de tempo mais alargado, recorrendo à medição dos ovos para determinação da espécie e a outras técnicas mais avançadas como o PCR.

AGRADECIMENTOS

Em primeiro lugar gostaria de agradecer aos meus pais. Ao Artur e à Nazaré que embarcaram comigo nesta aventura, apoiando-me e incentivando-me durante todo o percurso. Obrigada por todo o amor, paciência e carinho!

Aos meus irmãos Saul, Bárbara e Rodolfo. Aos meus sobrinhos Clara, Sara, Afonso e Inês, por todos os sorrisos e os “Até para a semana!”.

Aos meus amigos, os que não são desde sempre mas com certeza vão ser para sempre. Ana Cabete, Ana Grave, Diogo Dias, Francisca Sousa e Sofia Batista obrigada pela companhia, pelas gargalhadas, pelas conversas, por todo o amor e por não me terem deixado desistir. Obrigada ao José Dourado por me ter incentivado a ir para Castelo Branco e por ter sido o meu guia oficial.

À Dra. Filipa Lopes, a minha co-orientadora, obrigada por me teres ensinado com paciência e carinho e por me teres dado o privilégio de estagiar contigo, pela confiança e toda a ajuda.

A todos os voluntários e estagiários do CERAS com quem eu contactei. Obrigada por me terem mostrado que ainda há esperança na humanidade. À Inês, Stela, Lúcia, Maria Losada, Maria Pereira, ao Luís e ao Ricky, obrigada por toda a ajuda, companheirismo e alegria.

À Eng^a Telma Brida, obrigada por toda a ajuda no laboratório e por todas as fotografias bonitas.

Ao Prof. Augusto Faustino, obrigada por aceitar ser meu orientador e por toda a ajuda.

ABREVIATURAS

% - percentagem

µm - micrómetro

CERAS - Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens

DMSO - Dimetilsulfóxido

ESA - Escola Superior Agrária

GNR - Guarda Nacional Republicana

ICNF - Instituto da Conservação da Natureza e das Florestas

IM - via intramuscular

IO - via intraóssea

IPCB - Instituto Politécnico de Castelo Branco

IV - via intravenosa

kg - quilograma

m - metro

mg - miligrama

nº - número

opg - ovos por grama de fezes

PCR - *Polymerase Chain Reaction*

PO - via oral

rpm - rotações por minuto

SC - via subcutânea

SID - uma vez ao dia

VD - ventrodorsal

ÍNDICE

Capa.....	i
Contra-capa.....	ii
RESUMO.....	iii
AGRADECIMENTOS.....	iv
ABREVIATURAS.....	v
ÍNDICE.....	vi
INTRODUÇÃO.....	1
O CERAS.....	2
1- Abordagem ao paciente no CERAS.....	3
MATERIAIS E MÉTODOS.....	5
1- Recolha de amostras.....	5
2- Identificação das amostras.....	6
3- Processamento das amostras.....	6
RESULTADOS.....	9
MAMÍFEROS.....	10
<i>Erinaceus europaeus</i> (ouriço-cacheiro).....	10
<i>Genetta genetta</i> (gineta).....	11
AVES.....	12
<i>Buteo buteo</i> (águia-de-asa-redonda).....	12
<i>Larus fuscus</i> (gaivota-de-asa-escura).....	14
<i>Otis tarda</i> (abetarda).....	14
<i>Aquila pennata</i> (águia-calçada).....	15
<i>Athene noctua</i> (mocho-galego).....	15
<i>Ciconia ciconia</i> (cegonha-branca).....	16
<i>Falco tinnunculus</i> (peneireiro-comum).....	16
<i>Circaetus gallicus</i> (águia-cobreira).....	16
<i>Caprimulgus europaeus</i> (noitibó).....	17
<i>Bubo bubo</i> (bufo-real).....	17

<i>Apus pallidus</i> (andorinhão-pálido).....	17
<i>Aegypius monachus</i> (abutre-preto).....	17
<i>Asio otus</i> (bufo-pequeno).....	18
<i>Gyps fulvus</i> (grifo).....	18
<i>Milvus milvus</i> (milhafre-real)	18
<i>Strix aluco</i> (coruja-do-mato).....	18
<i>Accipiter gentilis</i> (açor).....	19
DISCUSSÃO	19
Mamíferos	19
Aves	20
OUTRAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO CENTRO.....	23
BIBLIOGRAFIA.....	27
ANEXOS.....	31
Anexo I - Tabelas	31
Anexo II - Fotografias	34

INTRODUÇÃO

O parasitismo é definido como uma associação obrigatória entre dois organismos, onde o parasita obtém necessariamente o seu alimento a partir do hospedeiro, exercendo um impacto negativo (Wobeser 2008). Os parasitas são ubiqüitários em animais selvagens e um único animal pode albergar um número elevado de parasitas sem manifestar sinais de doença (Camejo & Loughlin 2015). A presença do parasita tem sempre um impacto negativo no hospedeiro uma vez que existe competição por recursos: diretamente ao extrair o seu alimento do hospedeiro, causando lesões, ou indiretamente ao interferir com a obtenção de nutrientes no trato digestivo. Há perda de energia na defesa e na reparação dos tecidos do hospedeiro, mesmo que não existam sinais clínicos (Wobeser 2008). Por exemplo, o parasitismo em animais muito jovens afeta o seu crescimento o que compromete a sua sobrevivência e a capacidade de reprodução (Reed *et al.* 2012).

Existem vários entraves que tornam o estudo das doenças parasitárias na população selvagem extremamente difícil, principalmente em aves. A informação base em relação às aves é rudimentar, frequentemente é extrapolada de outros modelos animais, o que dificulta a compreensão da relação parasita-hospedeiro. As proporções epidemiológicas, como a prevalência, a incidência, a morbilidade e a mortalidade, são muito difíceis de determinar já que dependem de valores como o número de animais afetados e da população em risco. O método de recolha de dados pode não representar o estado real da população e não existe um historial de cada indivíduo. Os efeitos da doença a longo prazo não são estimados, mas podem alterar a capacidade de sobrevivência, o comportamento e a capacidade de reprodução do hospedeiro (Wilber *et al.* 2016). A capacidade de compensação e os efeitos tardios a nível individual são importantes para determinar o impacto do parasita ao nível da população (Reed *et al.* 2012).

As questões fundamentais da parasitologia em animais silvestres são “Como e em que grau os parasitas influenciam a população de animais silvestres?”. Os parasitas raramente são responsáveis pela morte de muitos animais, no entanto podem reduzir a sobrevivência ou a capacidade reprodutiva do hospedeiro (Wobeser 2008).

A nível individual, a determinação do estado parasitológico revela-se fundamental quando um animal dá entrada num centro de recuperação, especialmente em animais caquéticos ou com sinais gastrointestinais. O *stress* é um fator preponderante em animais selvagens, atua como imunossupressor, podendo um parasitismo “normal” transformar-se numa infestação com sinais clínicos. Ao minimizarmos o impacto negativo que o parasita possa estar a exercer sobre o hospedeiro estamos a aumentar a probabilidade de sucesso na sua recuperação. Por esta razão, a desparasitação em animais selvagens é realizada quando o animal apresenta coprologias positivas e/ou sinais clínicos. O objetivo é libertá-lo com um peso e condição corporal adequados, aumentando as possibilidades de sobrevivência na natureza.

O objetivo deste trabalho é a determinação dos parasitas gastrointestinais presentes nos animais que deram entrada no CERAS, recorrendo a análise coprológicas, de forma a definir um plano terapêutico e monitorizar a sua eficácia.

O CERAS

O CERAS, Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens de Castelo Branco, foi fundado em Fevereiro de 1999. É gerido pelo núcleo regional de Castelo Branco da Quercus (Quercus, Associação Nacional de Conservação da Natureza).

As aves constituem o grupo de animais que mais dá entrada neste centro. Por esta razão as suas instalações estão mais direccionadas para esta classe de animais. Na enfermaria (Imagem 1A) não só é feita a primeira abordagem ao animal com realização do exame do estado geral, mas também são efetuados os tratamentos, incluindo cirurgias, preparadas as medicações e instaurados e debatidos os planos de diagnóstico, avaliando a necessidade de recorrer a meios complementares de diagnóstico, e terapêuticos.

Assim que o animal está estabilizado fica numa das zonas de quarentena/internamento (Imagem 1B), salas com aquecimento e controlo de luminosidade. Aqui é colocado numa caixa de plástico de modo a minimizar o *stress* (diminuindo a estimulação luminosa e sonora) e garantir a segurança ao diminuir os movimentos (Carpenter 2013°).

Existem 4 câmaras de recuperação (Imagem 1C), nas quais continua a existir uma restrição de movimentos por parte dos animais, uma vez que os compartimentos são de dimensões reduzidas. Nesta fase já não é necessário aquecimento e os animais já se conseguem alimentar sozinhos. Estas câmaras são utilizadas como zona de quarentena/internamento em aves de grande porte como é o caso dos abutres e cegonhas.



Imagem 1: Instalações do CERAS **A** - Enfermaria **B** - Sala de quarentena **C** - Câmaras de muda (Seta: Túnel 4)

As câmaras de muda (Imagem 2A) são instalações exteriores que proporcionam um ambiente mais próximo do habitat natural e permitem uma maior mobilidade dos animais, incluindo algum treino de voo nas aves, pelo que representam com frequência a fase seguinte no processo de recuperação.

Nos túneis de voo ocorre a última fase de recuperação (Imagem 2B e 2C). Aqui testa-se a capacidade de voo e caça da ave. O túnel maior (30m x 25m, com 10m de altura) permite o voo circular de aves de grande porte (Imagem 2C).

O centro conta com outras instalações como o biotério (reprodução de rato-doméstico, *Mus musculus*), uma arrecadação, uma zona de lavagem e preparação de alimentos e uma sala de necrópsias.

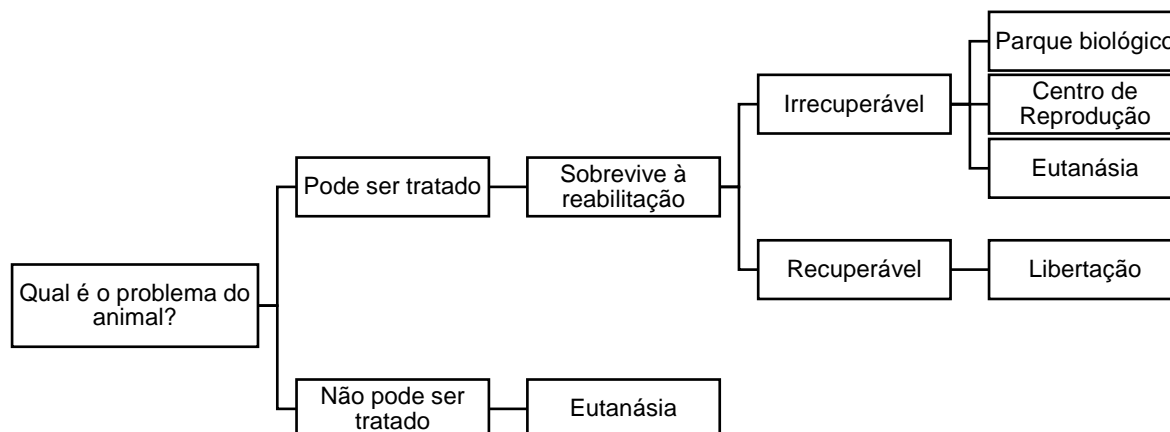


Imagem 2: A - Câmara de muda 1 (M1) B - Túnel de voo 1 (T1) C - Túnel de voo 4 (T4)

1- Abordagem ao paciente no CERAS

A primeira dificuldade do médico-veterinário quando está perante um animal selvagem é a existência de uma história pregressa bastante reduzida. Apesar da anamnese ser rudimentar existem questões fundamentais, sendo necessário obter informações precisas: 1) quando é que o animal foi encontrado? 2) onde? 3) em que circunstâncias? 4) foi administrado algum fármaco ou instaurado um tratamento de suporte? 5) foi fornecida água ou algum alimento? Na segunda questão o local exato deve ser determinado, sobretudo em casos de ilegalidades como envenenamento, armadilhas ou tiro. O local pode dar pista fundamental sobre a causa de entrada: saber se está perto de estradas, linhas de água, linhas elétricas ou zonas de caça. Deve-se ainda registar algumas informações referentes à pessoa que resgatou o animal (nome, morada e contacto), porque pode ser necessário esclarecer alguns detalhes (Carpenter 2013^o).

A abordagem inicial do animal consiste na determinação dos principais problemas que afetam o estado hígido do animal, avaliando o prognóstico, quer em termos de possibilidade de tratamento e recuperação clínica como de probabilidade de devolução à natureza, em condições que lhe permitam a sobrevivência e manifestação dos comportamentos naturais da espécie (recuperável). Caso o animal seja irrecuperável é necessário determinar se ele pode ser introduzido num parque biológico ou num centro de reprodução. Os animais selvagens são extremamente resistentes, por isso só chegam aos centros de recuperação muito debilitados e com problemas tão avançados que já não é possível estabelecer um tratamento. Neste momento é necessário ponderar a possibilidade de eutanásia (Esquema 1) (Carpenter 2013^o).



Esquema 1: Diagrama de decisão

A informação apresentada em seguida foca-se mais nas aves, porque o exame físico e os tratamentos realizados num mamífero são, em regra semelhantes e extrapoláveis dos realizados em pequenos animais de companhia.

O exame é iniciado considerando os problemas que comprometem a sobrevivência imediata do animal (ABC): A – verificar se as vias respiratórias estão desimpedidas (*airway*), B – verificar se o animal está a respirar (*breathing*), C – batimento cardíaco e pulso (*cardiac beat*) (Carpenter 2013^o).

Estando garantida a estabilidade do animal é necessário um exame do estado geral sistemático. O exame físico deve ser minucioso considerando a anamnese reduzida, incluindo deste modo de forma rotineira todas as partes do corpo (esqueleto, penas, olhos, ouvidos e cavidade oral). São determinados o peso, a condição corporal, a escala utilizada varia entre 0 e 5, e o estado de desidratação. Todo o esqueleto é palpado, dando especial atenção a fraturas, luxações, feridas, queimaduras ou pontos de entrada de chumbos (Scott 2016^a). O próximo passo é averiguar a necessidade de recorrer a meios complementares de diagnóstico, como análises laboratoriais ou exames radiográficos para alcançar um diagnóstico, e desenvolver um plano terapêutico caso seja necessário.



A maioria dos animais apresenta alguma percentagem de desidratação sendo necessária a administração de fluidos. A fluidoterapia pode ser realizada por via subcutânea (aves de tamanho pequeno a médio) (Imagem 3), por via intravenosa (aves maiores), por via oral e por via intraóssea. Preferencialmente utilizam-se a via subcutânea e a intravenosa. A via intraóssea está reservada para animais muito debilitados, que se encontram muitas vezes hipovolémicos e dadas as dimensões reduzidas de alguns destes pacientes torna-se uma tarefa extremamente árdua ou impossível

Imagem 3: Fluidoterapia por via SC em águia-de-asa-redonda (*Buteo buteo*), na prega de pele inguinal. (Fotografia original)

para o médico-veterinário realizar a via intravenosa. A via oral é utilizada quando os animais já estão mais ativos, uma vez que a probabilidade de pneumonia por aspiração é demasiado elevada quando estes estão deprimidos (Samour 2016).

Em animais selvagens tenta-se limitar ainda mais a utilização de antibióticos utilizando apenas as opções terapêuticas de primeira linha, por exemplo em feridas abertas. Considerando que em clínica de animais selvagens, um grande número dos casos clínicos diz respeito à traumatologia, a utilização de anti-inflamatórios é bastante frequente, utilizando-se os não esteroides para lesões nos tecidos moles e traumatismos e os esteroides em traumas agudos e quando os animais se apresentam em choque (Carpenter 2013^o).

O animal deve começar a alimentar-se de forma autónoma o mais rapidamente possível e por isso é necessário desenvolver um plano nutricional adequado. Para estimular o apetite pode-se administrar vitamina B1 e em casos extremos diazepam. Durante a sua recuperação o animal deve ser colocado num local que assegure a sua segurança e minimize o stress (Carpenter 2013^o).

Caso o plano terapêutico seja um sucesso e o animal supere as fases de recuperação é novamente avaliado de modo a determinar se está apto para ser libertado. O animal está pronto para ser devolvido à natureza se os seguintes critérios forem cumpridos: o problema inicial e os secundários estão resolvidos; não há nenhum risco para a população selvagem, ser humano ou ambiente; consegue evitar predadores eficientemente; consegue caçar ou arranjar alimento e consegue funcionar normalmente dentro da sua população, conseguindo reproduzir-se. Preferencialmente os animais devem ser libertados no local onde foram encontrados (Carpenter 2013^o).

MATERIAIS E MÉTODOS

1- Recolha de amostras

A recolha das amostras dos animais que estão na quarentena/internamento é feita durante a limpeza das caixas, que é realizada diariamente e antes do animal se alimentar. Isto permite que as amostras sejam frescas e o nível de *stress* dos animais é reduzido ao mínimo possível. Se os animais se encontrarem no exterior (câmaras de recuperação ou de muda) a recolha é efetuada antes de ser feita qualquer medicação ou ser fornecido alimento. Aqui as fezes podem



Imagem 4: Recolha de amostras na quarentena. (Fotografia original)

estar no tapete ou no solo tornando a sua recolha mais difícil que no internamento (jornal ou azulejo), quer pelas suas características (mais textura e relevo) quer pelas dimensões das instalações. Devido a isto, pode-se manter um animal em internamento por mais tempo caso

seja extremamente necessário controlar o grau de parasitismo e os sinais clínicos decorrentes, desde que isto não comprometa a sua rápida recuperação.

A recolha da amostra é realizada recorrendo a colheres de plástico, reutilizadas após desinfeção com hipoclorito de sódio e água na proporção de 1:10.

Nos animais diurnos as recolhas são efetuadas durante o período da manhã enquanto que nos noturnos se realiza no período da tarde, coincidindo com o momento da alimentação.

2- Identificação das amostras

Cada amostra é colocada num frasco de plástico, apropriado para o efeito, e a identificação tem três elementos essenciais: o nome científico da espécie, o código atribuído pelo centro a cada animal e a data da recolha da amostra (Imagem 5).



Imagem 5: Identificação das amostras (nome da espécie + número do animal + data da recolha). (Fotografias originais)

3- Processamento das amostras

Os métodos utilizados na pesquisa de parasitas gastrointestinais nas fezes foram: a técnica de flutuação de Willis e a técnica de sedimentação de Dennis-Stone & Swanson. A determinação do número de ovos por grama de fezes é útil para a monitorização da eficácia do anti-helmítico, por esta razão utilizou-se o método quantitativo nas amostras dos animais que foram desparasitados (Bowman 2014^b).

As técnicas de flutuação utilizam a diferença de densidades relativa entre os ovos dos parasitas e os restantes componentes das fezes. Estas técnicas funcionam bem em ovos de nemátodes, céstodes e alguns oocistos de protozoários, no entanto não resultam em ovos de tremátodes. Nesta técnica foi utilizada uma solução satura de sacarose. É barata, fácil de obter, não provoca alterações nos ovos e garante a flutuação de uma quantidade adequada de ovos (Hendrix & Robinson 2012), no entanto apresenta uma grande viscosidade sendo necessário esperar 15 a 20 minutos para que os ovos flutuem (Bowman 2014^b).

O procedimento utilizado foi o seguinte (Imagem 6) (Blázquez *et al.*):

1. Com uma espátula limpa introduz-se uma pequena quantidade de fezes num recipiente. Adiciona-se 2 ml da solução de sacarose;
2. Misturam-se, com a ajuda de uma espátula, as fezes com a solução de sacarose até se obter uma mistura o mais homogénea possível;
3. Faz-se passar a mistura obtida por gaze e/ou um coador, de forma a remover as partículas maiores;
4. Enche-se um tubo de ensaio com a mistura até que se forme um menisco saliente;
5. Coloca-se uma lamela sobre o menisco, de forma a que não se formem bolhas, durante 15 minutos;

6. Retira-se a lamela com cuidado (tem uma gota aderida) e coloca-se numa lâmina;
7. Observa-se a preparação no microscópio, percorrendo toda a lamela de forma sistemática. Primeiro com a objetiva de 10x e posteriormente com a de 40x.

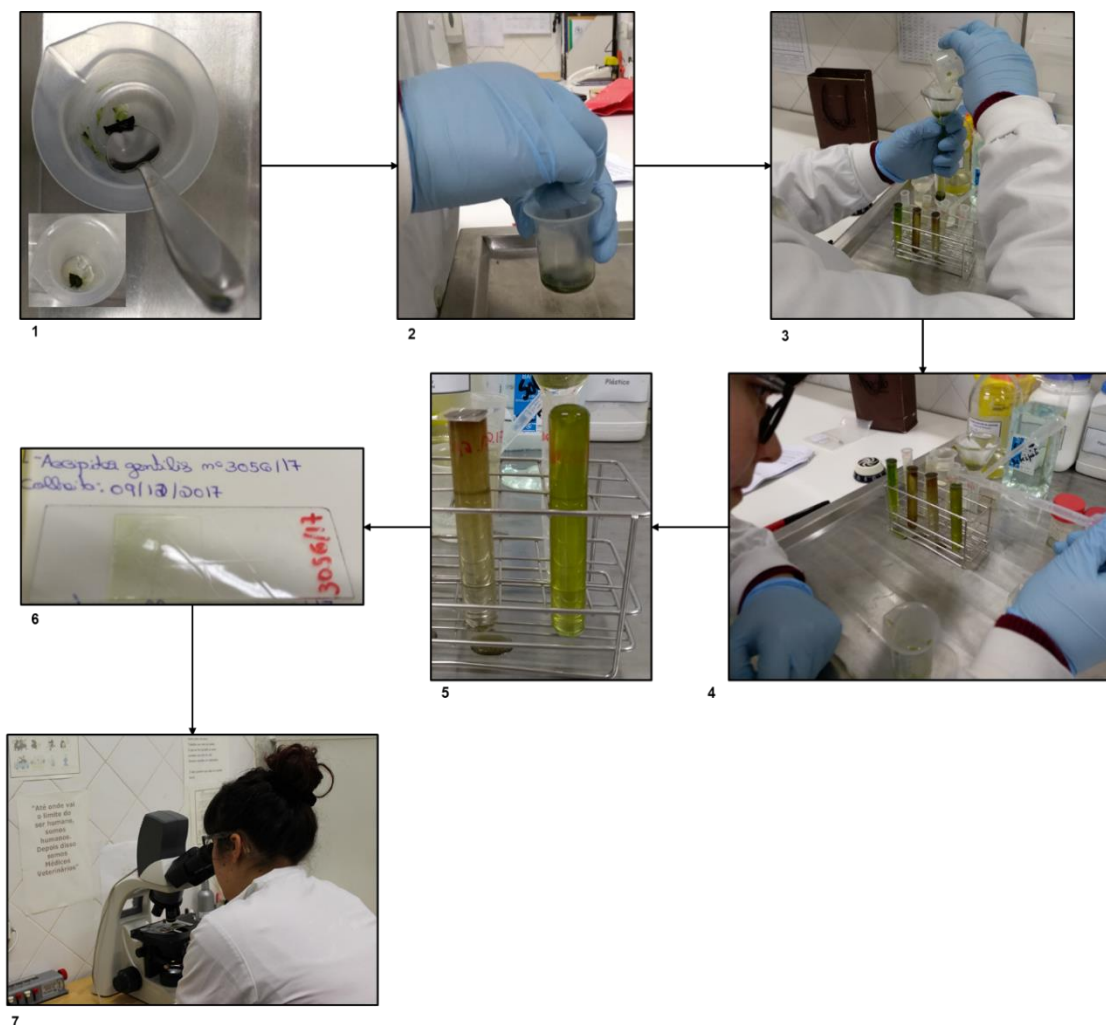


Imagem 6: Explicação esquemática da técnica de flutuação. Os números da imagem correspondem aos números do texto. (Fotografias originais)

A técnica de sedimentação utilizando solução detergente permite a identificação de ovos de trematódes e o procedimento utilizado foi o seguinte (Blázquez *et al.*):

1. Com uma espátula limpa introduz-se uma pequena quantidade de fezes num recipiente. Adiciona-se 2 ml da solução detergente;
2. Misturam-se, com a ajuda de uma espátula, as fezes com a solução detergente até se obter uma mistura o mais homogênea possível;
3. Faz-se passar a mistura obtida por gaze e um coador transferindo-a para um tubo de ensaio;
4. Deixa-se a solução sedimentar até obter um sobrenadante transparente;
5. Eliminamos o sobrenadante e acrescentamos mais solução detergente, sem encher o tubo de ensaio;

6. Centrifuga-se a 2500 rpm durante 2 minutos;
7. Com uma pipeta de Pasteur elimina-se o sobrenadante e retira-se uma gota de sedimento, que se coloca numa lâmina e se cobre com uma lamela;
8. Observa-se a preparação no microscópio de forma sistemática, percorrendo toda a lamela, primeiro com a objetiva de 10x e posteriormente com a de 40x.

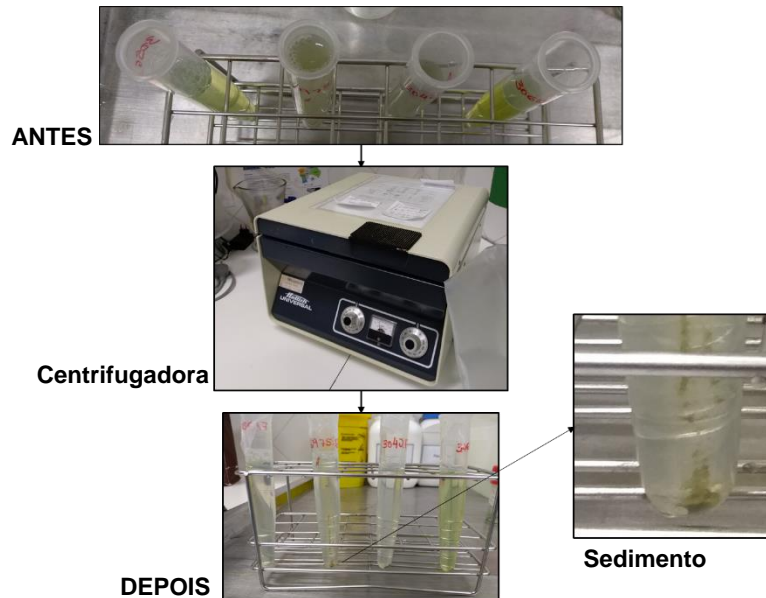


Imagem 7: Centrifugação da amostra, técnica de sedimentação (ponto 6 da descrição da técnica). Após centrifugação o sobrenadante está mais translúcido e é possível observar a formação de sedimento (seta). (Fotografias originais)

O exame quantitativo das fezes é realizado recorrendo a uma câmara de McMaster e permite determinar o número de ovos por grama de fezes (opg). Contagens elevadas indicam que os parasitas presentes no hospedeiro se estão a reproduzir, mas não significam necessariamente doença parasitária, uma vez que um hospedeiro saudável geralmente consegue suportar e compensar o impacto negativo dos parasitas (Bowman 2014^b). Para obter o número de ovos por grama de fezes é necessário somar o número de ovos encontrados nas duas áreas da câmara de McMaster e multiplicar por 100. O procedimento utilizado foi o seguinte (Blázquez *et al.*):

1. Com uma colher introduz-se 0,27g de fezes num recipiente e adiciona-se 4ml de solução de sacarose;
2. Misturam-se com a ajuda de uma espátula as fezes com a solução de sacarose até se obter uma mistura o mais homogénea possível;
3. Faz-se passar a mistura obtida por gaze e um coador transferindo-a para um tubo de ensaio;
4. A esta mistura adiciona-se mais 4ml de solução de sacarose e deixa-se que repouse durante 10 minutos;

5. Com uma micropipeta retira-se quantidade suficiente do líquido, que se encontra na parte superior do tubo de ensaio, para encher cada um dos lados da câmara de McMaster. Com cuidado enche-se a câmara de forma a evitar a formação de bolhas de ar;
6. Observa-se a câmara ao microscópio na objetiva de 10x.

RESULTADOS

No decorrer deste trabalho foram analisadas no laboratório de parasitologia da Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco 87 amostras de 30 animais diferentes: 5 mamíferos, 1 gineta e 4 ouriços-cacheiros, e 25 aves, das quais 12 falconiformes, 6 strigiformes, 3 ciconiiformes, 1 gruiforme, 1 caprimulgiforme, 1 apodiforme e 1 charadriiforme.

Das 87 amostras recolhidas 65 delas foram submetidas a análise qualitativa, ou seja, realizou-se a técnica de flutuação e a técnica de sedimentação. As restantes amostras (22) foram submetidas a análise quantitativa, de modo a monitorizar a eficácia do tratamento na redução da carga parasitária. Cerca de metade das amostras analisadas (36/65, 55%) foram negativas - não se detetou a presença de formas parasitárias nas fezes (Gráfico 1 e Tabela 2, Anexo I), ao passo que 29 amostras foram positivas (29/65, 45%), sendo que 11 das amostras correspondiam a animais com infestação mista (11/29, 38%), ou seja, mais de um tipo de parasita estava presente, e 18 correspondiam a infestação simples (18/29, 62%) (Gráfico 2).

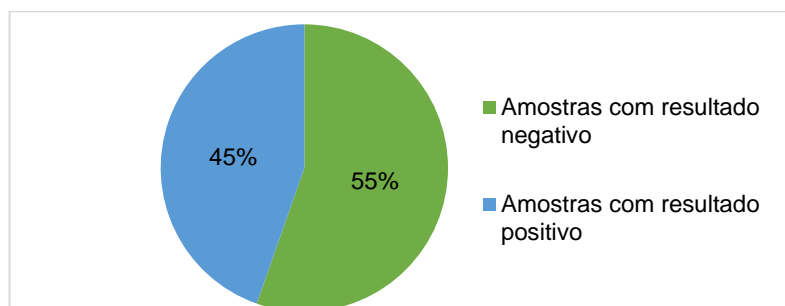


Gráfico 1: Resultados da análise qualitativa das fezes (técnica de flutuação e técnica de sedimentação). Num total de 65 análises coprológicas, 36 foram negativas (55%) e 29 foram positivas (45%).

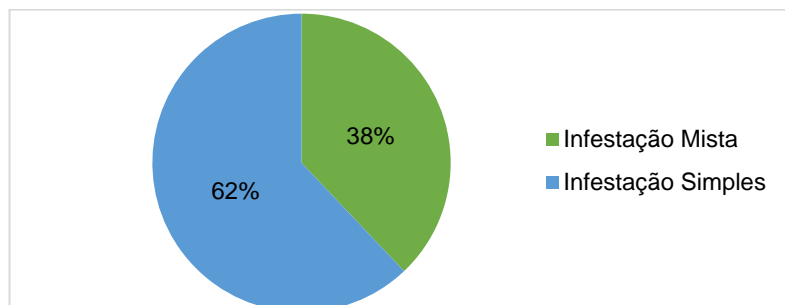


Gráfico 2: Tipo de infestação presente nos animais cujas amostras foram positivas. Em 29 amostras coprológicas positivas, 11 apresentavam mais de um tipo de forma parasitária, infestação mista (11/29, 38%) e 18 apresentavam apenas uma forma parasitária, infestação simples (18/29, 62%).

Neste estudo a forma parasitária mais frequente foram os ovos de nemátodes (25/65, 38%), seguidos pelos ovos de tremátodes (10/65, 15%), oocistos de protozoários (7/65, 11%) e por fim os ovos de céstodes (2/65, 3%) (Gráfico 3).

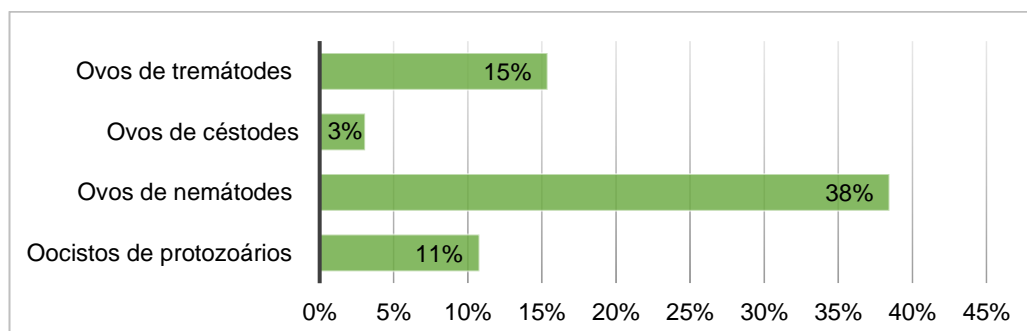


Gráfico 3: Formas parasitárias encontradas nas amostras. Os ovos de nemátodes foram os mais frequentes encontrando-se em 25 das 65 amostras analisadas (25/65, 38%). Os ovos de tremátodes estavam presentes em 10 amostras (10/65, 15%), os oocistos de protozoários em 7 amostras (7/65, 11%) e por ultimo ovos de céstodes em 2 amostras (2/65, 4%).

Em 4 dos animais, 3 aves e 1 mamífero, procedeu-se à contagem recorrendo à câmara de McMaster (Tabela 3, Anexo I), para monitorização da eficácia do tratamento com anti-helmíntico. Nestes 4 animais foram realizadas contagens em 29 amostras. Em 22 amostras apenas se realizou a análise quantitativa, uma vez que o tipo de infestação já estava estabelecido com análises qualitativas anteriores e o objetivo era verificar a variação do número de ovos por grama de fezes durante e após o tratamento.

A variedade de parasitas presente em cada animal está relacionada com o tipo de dieta, ou seja, quanto mais variável for a dieta maior a probabilidade de acesso aos hospedeiros paraténicos e intermediários dos parasitas. Como a maioria dos parasitas gastrointestinais são transmitidos através do alimento, tendo um ciclo de vida indireto, é necessário conhecer o tipo de dieta de cada animal (Krone & Cooper 2002). Por esta razão, a dieta de cada animal encontra-se descrita seguidamente.

MAMÍFEROS:

***Erinaceus europaeus* (ouriço-cacheiro):**

O ouriço-cacheiro (Imagem 27K, Anexo II) é um animal noturno recoberto de espinhos. É onívoro, alimentando-se de plantas e de uma grande variedade de animais, especialmente insetos. Com frequência alberga endoparasitas muito diversos (nemátodes, céstodes, acantocéfalos) (Roberts 2011). De destacar a *Capillaria aerophila* pois tem elevada importância zoonótica uma vez que pode causar problemas pulmonares no ser humano (Naem *et al.* 2015).

A análise coprológica realizada aos 4 animais revelou-se negativa não revelando a presença de parasitas gastrointestinais.

***Genetta genetta* (gineta):**

As ginetas são mamíferos carnívoros que se assemelham fisicamente ao gato, sendo esta a espécie do ponto de vista clínico preferencial para extrapolação de doses de fármacos e técnicas. Alimentam-se sobretudo de animais pequenos, como ratos, insetos, répteis e aves. Podem também consumir ovos de aves silvestres (Carvalho *et al.* 2016).

A gineta em questão entrou no centro caquética, desidratada e com queimaduras térmicas (segundo grau) nas almofadas palmares/plantares dos quatro membros (Imagem 9A). A análise qualitativa das fezes foi positiva a *Toxocara spp.* Este foi um dos 4 animais em que se procedeu à análise quantitativa para monitorização do tratamento.

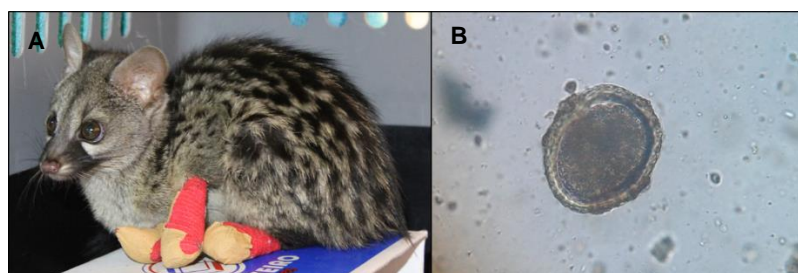


Imagem 9: A - Gineta (*Genetta genetta*) B - Ovo de nemátode, *Toxocara spp.* Objetiva 40x. (Fotografias originais)

Neste animal foram realizados dois tratamentos nos quais o fármaco de eleição foi o pamoato de pirantel (Bowman 2014^e). Não existem doses recomendadas para esta espécie e a de furão (*Mustela putorius furo*) (4,4 mg/kg, PO, SID) (Carpenter 2013^b) é demasiado díspar da de gato (57,5 mg/kg, PO, SID) (Ramsey 2014). Devido a isto foi realizado um primeiro tratamento a 15 de Novembro com a dose recomendada para furão, efetuando uma recolha de fezes no dia seguinte (16 de Novembro), outra passados 7 dias (21 de Novembro) e outra passados 14 dias do início do tratamento (28 de Novembro). Como se pode observar no gráfico 4 o número de ovos por grama de fezes aumentou muito, chegando aos 8900opg. É importante referir que no dia 28 de Novembro para além de uma elevada contagem também existiu a expulsão de parasitas adultos nas fezes, assim como nos dias 30 de Novembro e 1 de Dezembro. O segundo tratamento foi realizado a 29 de Novembro com o mesmo fármaco, mas com uma dose próxima à recomendada para gato (50 mg/kg). O número de ovos por grama de fezes baixou consideravelmente nas análises dos dias seguintes ao segundo tratamento. Não foi possível repetir a calendarização da recolha das amostras como no primeiro tratamento porque o animal exibiu uma grande melhoria na condição corporal no decorrer do segundo tratamento e considerou-se apto a ser libertado.

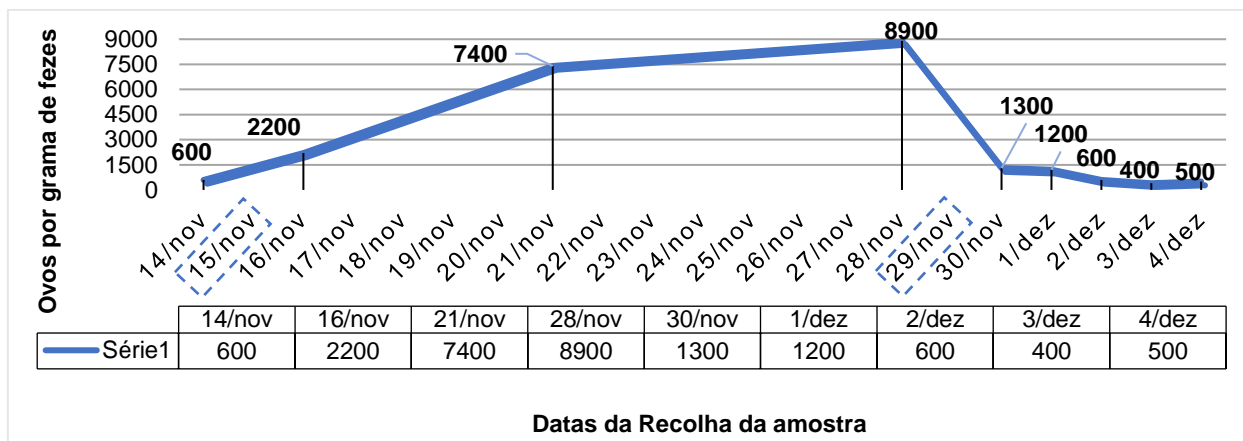


Gráfico 4: Variação do número de ovos de *Toxocara spp.* após a realização de dois tratamentos (tracejado). O primeiro tratamento foi realizado a 15/11 com pamoato de pirantel utilizando a dose recomendada para furão (4,4 mg/kg). O segundo tratamento foi realizado a 29/11 com pamoato de pirantel numa dose próxima à recomendada para gato (50 mg/kg).

AVES:

***Buteo buteo* (águia-de-asa-redonda):**

A águia-de-asa-redonda (Imagem 27J, Anexo II) é uma ave de rapina extremamente comum na Europa. Alimenta-se de pequenos mamíferos, aves, répteis, anfíbios, invertebrados e carcaças (BirdLife International 2017).

Neste trabalho foram avaliados dois elementos desta espécie que foram submetidos a tratamento com anti-helmíntico, devido a isto além da análise qualitativa também se efetuou a quantitativa. O fármaco de eleição foi o fenbendazol (25 mg/kg, PO, SID durante 5 dias), sendo esta a dose recomendada para aves de rapina parasitadas com *Capillaria spp.* (Carpenter 2013^a).

As amostras do *Buteo buteo* nº3023/17 apresentavam várias formas parasitárias: oocistos, ovos de nemátodes, céstodes e tremátodes (Imagem 16).

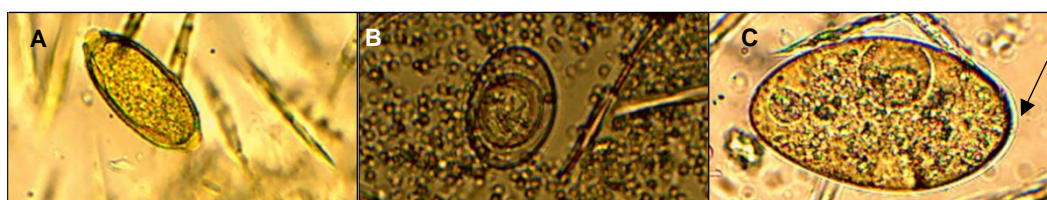


Imagem 16: Formas parasitárias encontradas nas amostras do 3023/17 **A** - Ovo de nemátode, mais especificamente *Capillaria spp.* **B** - Ovo de céstode, este ovo tem parede espessa e uma oncosfera com os ganchos no interior (Bowman 2014^a) **C** - Ovo de tremátode, estes ovos são dourados a castanho escuro e têm um opérculo num dos polos (seta) (Bowman 2014^b). Objetiva 40x. (Fotografias gentilmente cedidas pelo laboratório de parasitologia da ESA-IPCB)

A causa de entrada do *Buteo buteo* nº3023/17 foi uma fratura de úmero e o tempo de recuperação foi longo, o que torna este animal um candidato ideal para averiguar a variação do estado parasitário no centro durante este período (Gráfico 5).

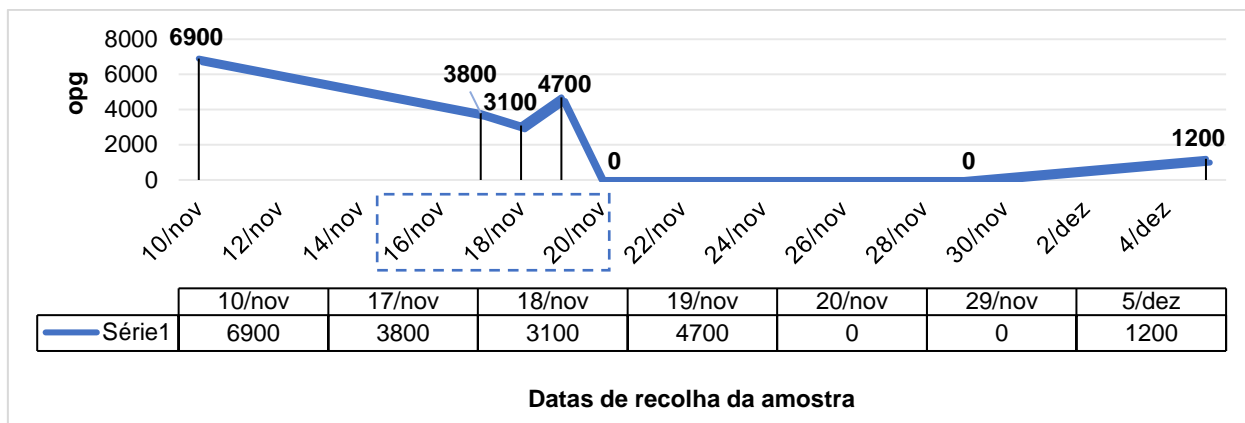


Gráfico 5: Variação do número de ovos por grama de fezes durante e após o tratamento no *Buteo buteo* nº3023/17. O tratamento com fenbendazol, PO, SID foi realizado durante 5 dias, de **16/11 a 20/11** (tracejado). NOTA: O animal foi transferido para uma das câmaras de recuperação a 20/11, o aumento do número de ovos por grama de fezes verificado a 5/12 pode ter sido devido a infestação neste local.

O *Buteo buteo* nº3023/17 reingressou no centro, foi então recolhida uma amostra de fezes e realizada uma nova análise coprológica qualitativa. Neste caso além dos ovos de *Capillaria spp.* e tremátodes encontrados em coprológicas anteriores também se encontraram ovos de ascarídeos (Imagem 17A) o que indica que o animal foi infestado com este tipo de parasita fora do centro de recuperação.

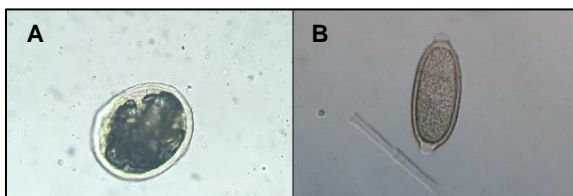


Imagem 17: A - Ovo de ascarídeo (*Buteo buteo* nº3023/18) B - Ovo de *Capillaria spp.* (*Buteo buteo* nº3026/17). Objetiva 40x. (Fotografias originais)

Nas amostras do *Buteo buteo* nº3026/17 apenas se encontraram ovos de *Capillaria spp.* (Imagem 17B). O tratamento era extremamente importante neste caso uma vez que a causa de entrada desta ave foi caquexia e desidratação (Gráfico 6), como o animal estava debilitado a infestação poderia evoluir para uma infestação com sintomatologia.

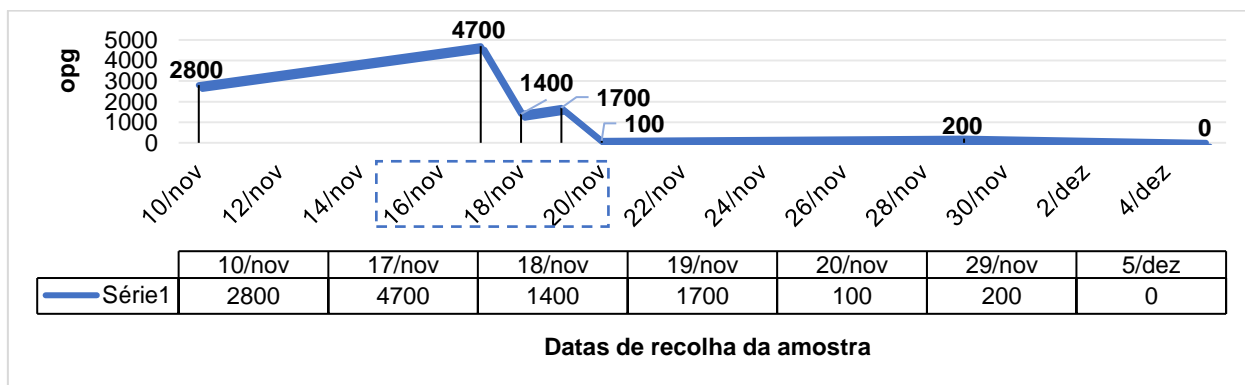


Gráfico 6: Variação do número de ovos por grama de fezes durante e após o tratamento no *Buteo buteo* nº3026/17. O tratamento com fenbendazol, PO, SID foi realizado durante 5 dias, de **16/11 a 20/11**.

***Larus fuscus* (gaivota-de-asa-escura):**

A gaivota é uma ave oportunista que se alimenta de peixes pequenos, invertebrados aquáticos, aves, ovos, roedores e bagas (BirdLife International 2016).

A amostra analisada apresentava dois tipos de ovos de nemátodes, um deles era *Capillaria* spp. (Imagem 20A e B) o outro era um estrongilídeo (Imagem 20C). Este animal foi submetido a tratamento com anti-helmíntico, uma vez que o número de ovos por grama de fezes era elevado. O anti-helmíntico utilizado foi o fenbendazol (50 mg/kg, PO, SID) durante 5 dias (Carpenter 2013^a) (Gráfico 7).



Imagem 20: Formas parasitárias encontradas na amostra de *Larus fuscus*. **A e B** - Ovos de *Capillaria* spp. **C** - Ovo de nemátode, mais especificamente um estrongilídeo (Bowman 2014^b). Objetiva 40x. (Fotografias originais)

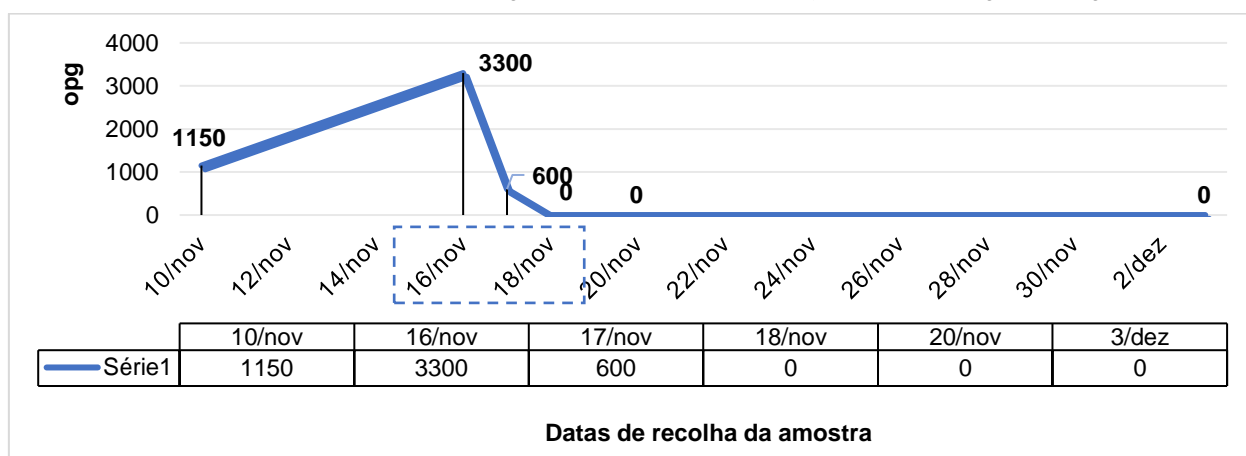


Gráfico 7: Variação do número de ovos por grama de fezes durante e após o tratamento na gaivota (*Larus fuscus*). O tratamento com fenbendazol PO, SID foi realizado durante 5 dias, de 15/11 a 19/11 (tracejado).

***Otis tarda* (abetarda):**

A abetarda (Imagem 27O, Anexo II) é uma ave de grande porte que segundo o Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal se encontra em perigo de extinção, muito devido à perda e fragmentação do *habitat* (ICNF 2005^e). É omnívora oportunista e a sua dieta varia consoante a estação do ano. No verão os vertebrados constituem 40% do seu alimento. Nas outras estações a dieta não é tão diversificada, sendo constituída essencialmente por leguminosas como a alfafa e o trevo, mas também sementes como o trigo e cevada (EU Wildlife and Sustainable Farming project 2009).

A primeira amostra deste animal foi positiva. Na técnica de flutuação, foram encontrados ovos de nemátodes e na técnica de sedimentação encontraram-se ovos de céstodes (Imagem 12A e B). Este animal foi submetido a tratamento pois existem relatos de mortalidade em animais

selvagens parasitados com helmintas associado ao stress da captura (Fowler & Miller 2008). O plano de tratamento consistiu em administração de 1 mg/kg de praziquantel, PO, SID (dia 5, 18 de Outubro e 2 de Novembro) (Carpenter 2013^a) e administração de 30 mg/kg fenbendazol, PO, SID durante 5 dias (11 a 15 de Outubro e de 25 a 30 de Outubro).

Esta ave é extremamente sensível ao stress, suscetível a miopatia de captura e encontrava-se no exterior (túnel de voo 1). Por estas razões não foi possível a realização de colheitas seriadas de forma a monitorizar o sucesso do tratamento.

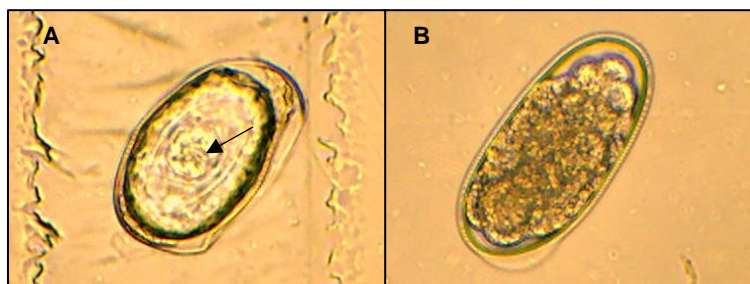


Imagem 12: Formas parasitárias encontradas na amostra de fezes de abetarda. **A** - Ovo de céstode, em que é possível observar a oncosfera e os ganchos no seu interior (seta). **B** - Ovo de nemátode, mais precisamente de *Trichostrongylus spp.*, é um ovo de parede lisa e fina com uma mórula no seu interior (ovo típico de estrongilídeo) (Bowman 2014^a). Objetiva de 40x. (Fotografias gentilmente cedidas pelo Laboratório de Parasitologia da ESA-IPCB)

***Aquila adalberti* (águia-imperial-ibérica):**

A águia-imperial-ibérica (Imagem 27M, Anexo II) é classificada como uma espécie criticamente em perigo de extinção segundo o Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal (ICNF 2005^o). Esta ave alimenta-se quase exclusivamente de coelho, pelo que a densidade populacional é muito influenciada pela disponibilidade da presa (Ferrer & Negro 2004).

As duas análises coprológicas qualitativas realizadas ao mesmo indivíduo foram negativas. É de salientar que estas análises foram realizadas na fase final de recuperação do animal e após tratamento, já que antes do início do período de estágio apresentava vários resultados positivos.

***Aquila pennata* (águia-calçada):**

A águia-calçada (Imagem 27N, Anexo II) é uma ave migratória que se alimenta sobretudo de pequenas aves, como pombos e estorninhos (Palomino & Carrascal 2007). Neste trabalho estão presentes dois exemplares desta espécie, cujas coprologias foram negativas.

***Athene noctua* (mocho-galego):**

O mocho-galego (Imagem 10) alimenta-se sobretudo de pequenos roedores, insetos e minhocas, mas também de aves, répteis e anfíbios (Hunt 2011).

As análises coprológicas realizadas num indivíduo desta espécie tiveram resultados negativos.



Imagem 10: Mocho-galego (*Athene noctua*) (Fotografia original)

***Ciconia ciconia* (cegonha-branca):**

A cegonha-branca é uma ave carnívora oportunista que se alimenta das mais diversas presas, desde pequenos peixes, répteis, anfíbios, moluscos, crustáceos, insetos e roedores (Dewey 2006).

Este estudo inclui três aves desta espécie (Imagem 11). Uma das cegonhas-brancas tinha oocistos e ovos de nemátodes nas suas fezes. A análise quantitativa da amostra revelou que existiam 50 oocistos e 50 ovos de nemátodes por grama de fezes.



Imagem 11: Cegonhas-brancas (*Ciconia ciconia*)
(Fotografia original)

Não foi realizado tratamento, porque esta ave tinha boa condição corporal, não apresentava sinais gastrointestinais e os valores obtidos na análise quantitativa são reduzidos. As amostras das outras aves revelaram-se negativas.

***Falco tinnunculus* (peneireiro-comum):**

O peneireiro-comum é uma ave de rapina diurna de pequeno porte, bastante comum na Europa (Imagem 27^a, Anexo II). A sua dieta baseia-se em pequenos mamíferos e aves, mas também invertebrados, especialmente no Inverno (Nelson 2006).

O indivíduo desta espécie teve um longo período de recuperação, existindo por isso a oportunidade de recolher diversas amostras. Todas as amostras analisadas foram negativas, demonstrando que o animal não foi infestado durante a sua permanência no centro.

***Circaetus gallicus* (águia-cobreira):**

A águia-cobreira (Imagem 27G, Anexo II) é uma ave de rapina migratória. Como o próprio nome indica direcionou a sua dieta para os répteis, como as cobras e lagartos. No entanto também se pode alimentar ocasionalmente de anfíbios, pequenos mamíferos e aves (Yañes *et al.* 2013).

Foram analisadas amostras de dois animais desta espécie. Um deles apresentou resultado positivo para ovos de nemátodes, neste caso *Capillaria spp.* em duas das quatro amostras analisadas (Imagem 13). A análise da amostra do outro animal foi negativa.

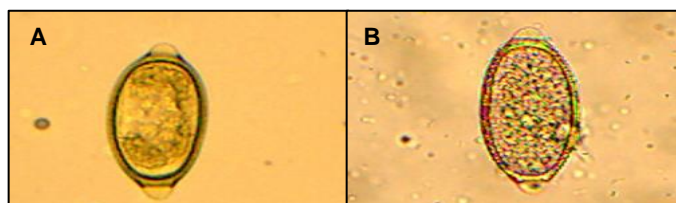


Imagem 13: Ovos de nemátodes, mais especificamente *Capillaria spp.* Estes ovos têm parede castanha e dois opérculos nos polos (Bowman 2014^a). Objetiva de 40x (Fotografias gentilmente cedidas pelo Laboratório de Parasitologia da ESA-IPCB)

***Caprimulgus europaeus* (noitibó):**

O noitibó é uma ave crepuscular pequena, insectívora (McCallen 2017). Esta ave apresentou oocistos de protozoário em 3 das 4 amostras analisadas qualitativamente (14 de Setembro, 17 de Setembro e 25 de Setembro) (Imagem 14). A amostra de 7 de Outubro teve resultados negativos na análise qualitativa. Os oocistos não se encontravam esporulados e não foi possível recorrer à medição para determinar o género.

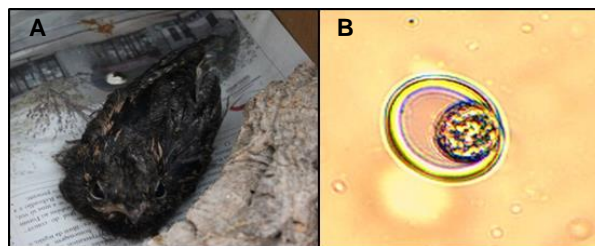


Imagem 14: A - *Caprimulgus europaeus* B - Oocisto de protozoário não esporulado. Objetiva de 40x (A - Fotografia original; B - Fotografia gentilmente cedida pelo Laboratório de Parasitologia da ESA-IPCB)

***Bubo bubo* (bufo-real):**

O bufo-real (Imagem 27L, Anexo II) é uma das maiores aves noturnas do mundo. A sua dieta baseia-se essencialmente em mamíferos e aves, e muito raramente anfíbios, répteis, peixe e insetos (Cantrell 2004).

Foram analisadas amostras de três indivíduos desta espécie. Um deles apresentou ovos de *Capillaria spp.* em 4 das 6 coprologias realizadas (27 de Setembro, 16, 24 de Outubro e 6 de Novembro) (Imagem 15A). O outro tinha ovos de *Capillaria spp.* e ovos de tremátodes na única coprologia analisada (Imagem 15B). A coprologia do terceiro indivíduo foi negativa.

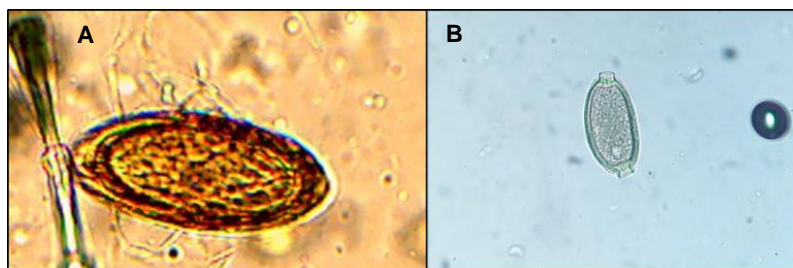


Imagem 15: A - Ovo de *Capillaria spp.* encontrado na amostra recolhida a 16 de Outubro (*Bubo bubo* nº2997/17). B - Ovo de *Capillaria spp.* encontrado na amostra recolhida a 11 de Janeiro (*Bubo bubo* nº3040/17). Objetiva 40x. (A - Fotografia gentilmente cedida pelo Laboratório de Parasitologia da ESA-IPCB; B - Fotografia original)

***Apus pallidus* (andorinhão-pálido):**

O andorinhão-pálido é uma pequena ave insectívora (BirdLife International 2016). Das três amostras analisadas (15, 22 de Setembro e 1 de Novembro) é de salientar a presença de oocistos numa delas (1 de Novembro), não foi possível determinar o género de protozoário nem foi realizado tratamento. Este animal pode ter sido infestado no centro e por esta razão reforçou-se a limpeza da sua caixa.

***Aegypius monachus* (abutre-preto):**

O abutre-preto (Imagem 27F, Anexo II) é uma ave necrófaga dominante, alimenta-se sobretudo de carcaças médias a grandes (Barbeiro 2014). Segundo o Livro Vermelho de Vertebrados de

Portugal esta espécie encontra-se criticamente em perigo de extinção. Os principais fatores de ameaça são os envenenamentos e a alteração de *habitat* (ICNF 2005^b).

A análise coprológica realizada a este indivíduo foi negativa.

***Asio otus* (bufo-pequeno):**

O bufo-pequeno (Imagem 27I, Anexo II) é uma ave noturna, alimenta-se sobretudo de pequenos mamíferos, como os ratos de campo. Também pode consumir aves, dependendo da época do ano (Ivory 1999). O animal em questão durante a estadia no centro tem preferido as aves.

As três amostras analisadas foram negativas.

***Gyps fulvus* (grifo):**

O grifo (Imagem 27E, Anexo II) é uma ave necrófaga de grande porte que atualmente se encontra bastante dependente de carcaças de animais domésticos (BirdLife International 2017).

A coprologia do animal desta espécie teve resultados negativos.

***Milvus milvus* (milhafre-real):**

O milhafre-real é uma ave oportunista e apesar de se alimentar preferencialmente de animais mortos também pode caçar pequenos mamíferos, aves e invertebrados (Meyer 2008).

Segundo consta no Livro Vermelho dos Vertebrados de Portugal, a população residente de milhafre-real encontra-se criticamente em perigo de extinção (ICNF 2005^d).

A coprologia referente a este animal (Imagem 18A) revelou-se positiva para ovos de nemátodes, mais especificamente para *Capillaria spp.* (Imagem 18B).

***Strix aluco* (coruja-do-mato):**

A coruja-do-mato é uma ave noturna que se alimenta preferencialmente de rato do campo, mas também de insetos, aves e anfíbios (Diaz 2011).

A amostra deste animal apresentou um único ovo de tremátode (Imagem 19A).



Imagem 18: A – Milhafre-Real (*Milvus milvus*) B - Ovo de *Capillaria spp.* (amostra 25 de Outubro). Objetiva 40x. (Fotografias originais)



Imagem 19: A - Coruja-do-mato (*Strix aluco*) B - Ovo de tremátode. Objativa 40x. (Fotografias originais)

***Accipiter gentilis* (açor):**

O açor é uma ave de rapina florestal e está considerada como uma espécie vulnerável em termos de perigo de extinção no nosso país. Os principais fatores de ameaça desta espécie são os incêndios florestais e a substituição de zonas florestais por plantações de eucaliptos, uma vez que há destruição das zonas de nidificação (ICNF 2005^a). A dieta deste animal é constituída por aves médias e mamíferos (Pajerski 2005).

As duas amostras analisadas pertencentes ao mesmo animal foram positivas. A amostra recolhida a 9 de Dezembro apresentava ovos de *Capillaria spp.* (Imagem 21A e B). A segunda amostra recolhida (6 de Janeiro) apresentava ovos de *Capillaria spp* e uma quantidade elevada de ovos de tremátodes (Imagem 21C).



Imagem 21: A e B - Ovos de *Capillaria spp.* presentes nas amostras de *Accipiter gentilis*. C - Ovo de tremátode. Objativa 40x. (A e B - Fotografias originais; C - Fotografia gentilmente cedida pelo Laboratório de Parasitologia da ESA-IPCB).

DISCUSSÃO:

Mamíferos:

A análise coprológica realizada aos ouriços-cacheiros foi negativa. No entanto, os endoparasitas mais frequentes neste animal são as *Capillaria sp.* e os parasitas pulmonares, *Crenosoma striatum* e *Capillaria aerophila* (Mizgajska-Wiktor et al. 2010). Estes parasitas têm ciclo de vida indireto, sendo transmitidos ao hospedeiro através do alimento. A coprologia pode ter sido negativa por várias razões: antes de serem admitidos no CERAS, os ouriços em questão encontravam-se em cativeiro ilegal, podendo a sua alimentação estar condicionada; parece existir uma relação entre a condição corporal e o nível de parasitas - animais com melhor condição corporal tendem a ter mais parasitas, um dos ouriços estava muito magro o que pode ter condicionado o resultado (Gaglio et al. 2010); a excreção de ovos de alguns

destes parasitas é intermitente, sendo necessária a avaliação de várias amostras (Wieland 2007).

Os ovos de *Toxocara spp.* encontrados nas amostras da gineta mediam 80µm de comprimento por 60µm de largura. Este valor coincide com o intervalo referido em Alvarez *et al.* 1990 (71-96µm por 45-70µm) para ovos de *Toxocara genettae*. Os adultos parasitam o intestino delgado do hospedeiro definitivo, que se pode infectar pela ingestão direta do ovo com L3 que se encontra no solo ou através da ingestão do hospedeiro paraténico (rato) (Mehlhorn 2016). A gineta ainda era uma cria quando entrou no centro e estava bastante debilitada. Como a coprologia foi positiva a ovos de *Toxocara spp.* realizou-se o tratamento com pamoato de pirantel. Este fármaco é pouco absorvido, permanece no sistema digestivo e é eliminado nas fezes, por esta razão é extremamente seguro em animais jovens e debilitados (Bowman 2014^a). A primeira abordagem terapêutica fez uso da dose descrita para o furão, consideravelmente mais baixa que a dose recomendada para o gato, o que resultou no aumento do número de ovos por grama de fezes, que passou de 600 opg no dia anterior ao tratamento para 8900 opg após 14 dias. Este aumento pode ser explicado pela sub-dosagem do anti-helmíntico, uma vez que se promoveu a sobrevivência de parasitas resistentes (Shalaby 2013). O segundo tratamento, já com a dose recomendada para o gato, revelou-se mais eficaz permitindo a redução da carga parasitária em 95% (8900 para 500 opg).

Aves:

As aves selvagens toleram os seus parasitas porque não estão confinadas num espaço, logo não há níveis de contaminação crescentes (Forbes 2008). Num centro de recuperação os animais passam a estar em instalações confinadas, desde pequenas caixas de internamento a grandes tuneis de voo exteriores. Estes animais estão debilitados, frequentemente doentes ou com algum nível de imunossupressão, seja pela doença com que entram ou pelo *stress* associado à manipulação. Estas razões representam um risco acrescido para o desenvolvimento de doença e perpetuação de ciclos parasitários.

O nemátode que se destacou nas aves foi seguramente a *Capillaria spp.*, no entanto também foram encontrados ovos de estrongilídeos e ascarídeos. A *Capillaria spp.* tem ciclo de vida direto mas usa as minhocas como hospedeiros paraténicos. É um parasita extremamente comum nos animais que se alimentam deste anelídeo, como por exemplo a águia-de-asa-redonda e o milhafre-real (Forbes 2008). Como o período pré-patente deste parasita é de 3 a 4 semanas a coprologia para confirmação de eficácia do tratamento deveria ter sido realizada 3 a 4 semanas após o tratamento, no entanto optou-se por realizar um seguimento durante o tratamento, 7 e 14 dias depois, de forma a não prolongar demasiado o tempo de recuperação do animal e assim libertá-lo quando considerado apto.

Os céstodes tendem a estar bem-adaptados aos seus hospedeiros, por esta razão os sinais clínicos provocados por este tipo de parasita são pouco frequentes (Forbes 2008). São extremamente comuns em aves selvagens, aliás segundo refere McLaughlin (2008) as aves representam o grupo de vertebrados com maior diversidade de céstodes. O seu ciclo de vida é indireto e todos os hospedeiros (1 ou 2 hospedeiros intermediários que variam consoante a família do parasita, podem ser invertebrados, roedores e peixes) têm de estar presentes para se completar. Não foi possível determinar a ordem, género e espécie dos céstodes encontrados uma vez que é necessário observar os adultos de forma a determinar a morfologia do scólex e dos sistemas reprodutivos (Forbes 2008).

Os tremátodes possuem ciclos de vida bastante complexos, com uma fase sexuada nos hospedeiros definitivos (vertebrados) e uma fase assexuada nos hospedeiros intermediários (moluscos). Estes parasitas só conseguem completar o seu ciclo de vida se estiver presente o primeiro hospedeiro intermediário (caracol), o segundo (molusco, anfíbio ou peixe) e o hospedeiro definitivo (ave). Frequentemente as aves selvagens estão parasitadas com vários tipos de tremátodes, mas raramente têm significado clínico (Huffman 2008).

Os oocistos de protozoários observados nas amostras não se encontravam esporulados e não foi possível efetuar medições. Devido a isto não foi possível determinar o género, no entanto, é possível reduzir as possibilidades uma vez que há três géneros de coccídeos (*Caryospora*, *Isospora* e *Eimeria*) que frequentemente excretam oocistos não esporulados nas fezes (Lindsay & Blagburn 2008). Estes são parasitas intracelulares obrigatórios com ciclo de vida direto, ou seja, podem ser transmitidos de um indivíduo para outro sem necessidade de hospedeiro intermediário nem vetor. Os oocistos são extremamente resistentes o que torna o tratamento bastante difícil por causa da reinfeção, sendo necessário reforçar a limpeza das caixas dos animais para os eliminar (Yabsley 2008).

O stress da captura e o confinamento podem enaltecer o efeito da infeção pelos endoparasitas gastrointestinais. O stress é exacerbado em espécies especialmente tímidas e nervosas, como é o caso da abetarda (McLaughlin 2008). O resultado de uma das primeiras análises coprológicas efetuadas neste animal foi positivo para ovos de céstodes e nemátodes. O tratamento foi feito com praziquantel e fenbendazol, conforme anteriormente descrito. A abetarda é uma ave que passa muito tempo no chão e se alimenta de forragens, como a alfafa e o trevo, o que justifica o aparecimento de ovos de *Trichostrongylus spp.*, uma vez que a sua forma infetante é uma larva que sobe à vegetação durante o dia para maximizar a possibilidade de ser transmitida ao hospedeiro definitivo. O aparecimento de ovos deste parasita em abetardas já foi referenciado por Montijano *et al.* (2002) em Espanha.

Apesar do número limitado de aves analisadas, as aves noturnas como o bufo-real, o bufo-pequeno, a coruja-do-mato e o mocho-galego apresentaram menos parasitas e apenas dois tipos diferentes (ovos de nemátodes e tremátodes). Estes resultados seguem o padrão

referenciado em Santoro *et al.* (2012). O grupo das aves de rapina diurnas de um modo geral é bastante mais vasto e as suas dietas são mais variadas, consequentemente há mais tipos de hospedeiros intermediários e mais tipos de parasitas.

Tanto o abutre-preto como o grifo não apresentaram formas parasitárias nas suas fezes. Estes animais têm um sistema digestivo peculiar, com níveis de pH bastante baixos (pH de 1 a 2), o que destrói a maioria de microrganismos (Ogada *et al.* 2012). Existem poucos estudos sobre os parasitas gastrointestinais destas aves. Um deles refere a presença de ovos de ascarídeos, *Toxocara spp.* e *Moniezia spp.* em grifos na Croácia, estando a presença destes parasitas relacionada com os hábitos alimentares destas aves (cães, gatos e ovelhas) (Kocijan *et al.* 2008). Apesar de não ter sido necessário aplicar nenhum tipo de anti-helmíntico é importante referir que o fenbendazol pode ser tóxico para este tipo de animais (Carpenter 2013^a).

As águias-de-asa-redonda (*Buteo buteo*) e as gaivotas, como a gaivota-de-asa-escura (*Larus fuscus*), são aves com hábitos alimentares bastante variados, o que faz com que alberguem vários tipos de parasitas. O tratamento com fenbendazol nestes animais foi um sucesso na medida em que se conseguiu reduzir o número de ovos por grama de fezes.

Este estudo não apresenta um número representativo de indivíduos nem de amostras, devido a isto não é possível transpor os resultados obtidos para outros elementos destas espécies, nem ter uma conclusão clara acerca dos parasitas presentes nos animais do centro para além do período de estágio. Não foi possível determinar a espécie dos parasitas por limitações técnicas do laboratório, que por rotina não tem necessidade de alcançar o diagnóstico preciso ao nível da espécie, uma vez que esta informação não é necessária para estabelecer o tratamento. No futuro este tipo de estudo deveria ser efetuado durante um período mais alargado, o que permitiria a inclusão de um número maior de indivíduos e recorrendo às diversas técnicas existentes para a determinação das espécies de parasitas (PCR, medição dos ovos, estudo morfológico do parasita adulto).

CONCLUSÃO

A determinação do estado parasitológico de um animal selvagem é importante no momento de entrada num centro de recuperação. Os parasitas normalmente não são responsáveis pela morte dos animais que se encontram em liberdade, no entanto um animal que se encontra num centro está com um nível de *stress* bastante elevado, este provoca imunossupressão, apesar do ambiente silencioso e tranquilo que caracteriza um centro de recuperação. Este e outros fatores (doença, debilidade) em conjunto fazem com que a possibilidade do animal ser recuperado e libertado diminua bastante. Neste ponto, o

diagnóstico preciso através de coprologias e o tratamento adequado aos resultados das análises coprológicas representam um papel fundamental ao nível do indivíduo.

De um modo geral, as aves apresentam uma variedade enorme de parasitas, quer endoparasitas como ectoparasitas. São hospedeiros definitivos que pelas suas características alimentares têm um acesso bastante alargado aos mais diversos hospedeiros intermediários e paraténicos. Representam também a classe de animais que mais dão entrada neste centro e por esta razão as suas amostras representam a grande maioria.

Os tratamentos que foram monitorizados com coprologias seriadas revelaram-se eficazes permitindo a redução das contagens obtidas pelo método quantitativo. O seguimento torna-se praticamente impossível após a libertação, mas como referido anteriormente, um animal livre geralmente consegue compensar o impacto negativo dos parasitas que alberga.

OUTRAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NO CENTRO

As 16 semanas de estágio curricular foram realizadas no Centro de Estudos e Recuperação de Animais Selvagens (CERAS) de Castelo Branco, com supervisão da Dra. Filipa Lopes.

O estágio no CERAS permitiu a realização das mais diversas atividades que contribuíram para o meu enriquecimento pessoal, intelectual e científico. Tive a oportunidade de acompanhar de perto os animais em todas as fases da sua recuperação, desde o momento da sua entrada, à sua reabilitação motora/treino de voo, até à libertação, nos casos em que foi possível.

As tarefas diárias no centro englobaram a planificação e preparação de tratamentos, a alimentação dos animais e a limpeza diária das suas caixas. Os fármacos foram administrados por várias vias, a preferencial foi a PO, uma vez que o fármaco se pode colocar na comida ou ser administrado diretamente (gráfico 8). A maioria dos animais que entram no centro estão desidratados, por esta razão a fluidoterapia foi realizada em 31 ocasiões, sendo a via de administração mais utilizada a SC (16 ocasiões).

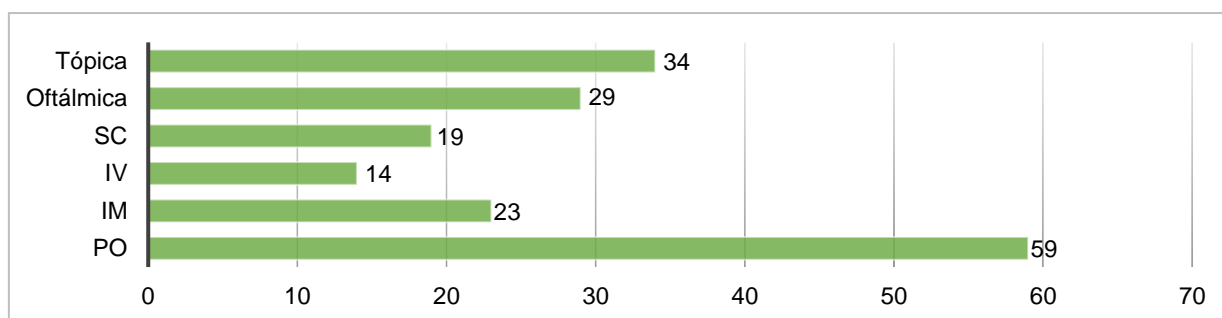


Gráfico 8: Vias de administração realizadas durante o período de estágio

Durante este estágio foram realizados 46 exames gerais, na sua grande maioria a aves, mas também a 4 ouriços-cacheiros, 1 gineta, 1 morcego, 1 cágado e 3 tartarugas. Existiu a

oportunidade de auxiliar na realização de exames complementares. Foram realizados 20 exames radiográficos (Imagem 33, Anexo II), para os quais foi necessário proceder ao posicionamento do animal, para a realização da projeção ventrodorsal e 5 colheitas de sangue para realização de esfregaços. Para que todos os procedimentos sejam realizados de forma segura e eficaz é necessário conter o animal. A contenção base de uma ave tem dois pontos a ter em atenção, o bico e as garras dos membros posteriores. Como tal, uma das técnicas mais utilizadas inclui segurar na cabeça do animal com uma mão, enquanto a outra imobiliza os membros posteriores (Imagem 22 e Imagem 32C, Anexo II).



Imagem 22: Contenção de um grifo (*Gyps fulvus*)

Procedeu-se à eutanásia em 6 aves. Uma das aves era uma garça-real (*Ardea cinerea*) vítima de tiro, por esta razão teve que se elaborar um relatório pericial que foi entregue à GNR.

Foram realizadas 17 necrópsias (Imagem 28, Anexo II): 14 aves, 1 lontra e 2 canídeos (pertencentes ao Programa Antídoto Portugal). Após a realização da necrópsia procedeu-se à recolha e classificação de penas em 4 destas aves. Estas penas são conservadas sob congelação e utilizadas em enxertos, neste âmbito assisti e auxiliei na colocação de enxertos nas retrizes de um açor (*Accipiter gentilis*), sendo as penas da cauda fundamentais neste animal pelas características do seu voo.

Uma das principais causas de entrada neste centro são as fraturas de asa. A estabilização destas fraturas é essencial para a recuperação do animal. A ligadura em 8 é muito importante e foi realizada 39 vezes no decorrer destas 16 semanas, esta permite a estabilização do cotovelo, cúbito, rádio e porções mais distais do membro torácico (Imagem 23A). A ligadura ao corpo em conjunto com a ligadura em 8 permite a estabilização da região mais proximal do membro torácico (ombro, úmero e coracóides), esta ligadura foi realizada 23 vezes (Imagem 23B). A fisioterapia com aplicação de calor pode ser determinante na recuperação de uma animal que ficou várias semanas imobilizado.

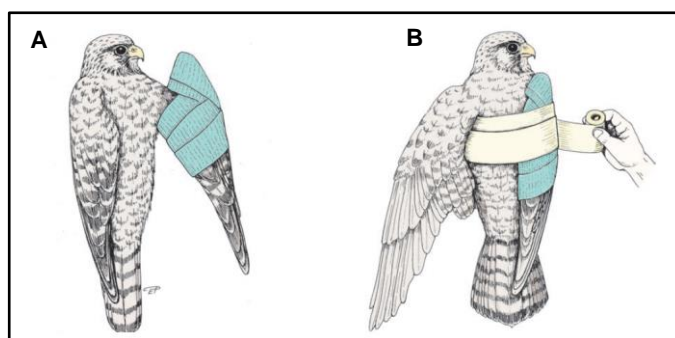


Imagem 23: A - Ligadura em 8 B - Ligadura em 8 e aplicação de ligadura ao corpo (Korbel *et al.* 2009)

A pododermatite é um processo inflamatório que ocorre nas almofadas plantares. Ocorre com frequência nos centros de recuperação, especialmente em animais que estão a recuperar de fratura na asa ou no membro posterior contralateral, pois verifica-se um suporte desigual do peso nos dois membros posteriores (Scott 2016^b). Durante o período de estágio foram realizados 17 tratamentos de pododermatite que consistiam em: limpeza e desinfecção, aplicação de DMSO com dexametasona e realização de uma ligadura interdigital.

Assisti e auxiliei em várias cirurgias, entre as quais duas fraturas de asa (fratura simples de úmero com colocação de cavilha intramedular e fratura composta de úmero com colocação de cavilha intramedular e fixação externa (Imagem 31, Anexo II)), uma remoção de corpo estranho, uma enucleação e uma abordagem cirúrgica de pododermatite com colocação de polimetilmetacrilato impregnado com antibiótico (Imagem 30, Anexo II).

Tive oportunidade de observar e monitorizar a anestesia geral em aves, na qual a indução e a manutenção são realizadas recorrendo ao isoflurano. Durante estas 16 semanas foram realizadas 16 anestésias gerais (Imagem 24 e Imagem 32E, Anexo II).

Auxiliei também na colocação de *microship* em 3 tartarugas que passaram pelo centro (Imagem 32F, Anexo II).

Durante o período de estágio tive a oportunidade de assistir a 16 libertações: 15 aves e 1 mamífero (Imagem 35, Anexo II).

O CERAS colabora com vários projetos, como o Projeto Linhas Eléctricas e Avifauna, Programa Antídoto Portugal e o Projeto Life Inovação contra Envenenamentos. A minha participação no Projeto Linhas Eléctricas consistiu na supervisão das linhas de média e baixa tensão, de forma a determinar a sua tipologia, o seu estado e a existência de animais feridos ou cadáveres (Imagem 29A e B, Anexo II). No âmbito do Programa Antídoto Portugal realizei a necrópsia e posterior relatório pericial de dois canídeos com suspeita de envenenamento (Imagem 29D, Anexo II), o objetivo foi a recolha de amostras para análise toxicológica. No Projeto Life Inovação contra Envenenamentos tive oportunidade de auxiliar na vacinação e desparasitação de 5 cães pastores que fazem parte deste projeto (Imagem 29C, Anexo II).

Durante o estágio também existiu a oportunidade de dissecar e montar um esqueleto de uma lontra (Imagem 36, Anexo II).

Realizei e tarefas de limpeza e manutenção dos espaços, tarefas fundamentais para evitar a reinfestação dos animais. Participei ativamente na gestão do biotério de roedores e da produção de larvas da farinha, que servem de alimento aos animais em recuperação.



Imagem 24: Monitorização anestésica de um açor (*Accipiter gentilis*) durante a colocação de enxertos das retrizes. (Fotografia original)

Um dos objetivos principais de um centro de recuperação é a educação ambiental. Esta vertente é bastante enfatizada nas libertações dos animais, mas também em palestras. Neste âmbito assisti e participei numa palestra realizada numa escola primária, cujo objetivo era sensibilizar e aproximar as crianças dos animais selvagens (Imagem 25).



Imagem 25: Palestra na Escola do Castelo, Castelo Branco. (Fotografia original)

Existiu ainda a oportunidade de verificar a existência de parasitas gastrointestinais nos ratinhos do biotério, esta análise é pertinente uma vez que estes animais vão entrar na alimentação dos animais em recuperação e, portanto, são potenciais hospedeiros intermediários e paraténicos. De modo a simplificar a recolha das amostras, o biotério foi dividido em 3 partes: I - fezes de 20 famílias diferentes (estante da direita); II - fezes de 14 famílias diferentes (estante da esquerda); III - 4 grupos diferentes (machos, fêmeas, ratos pequenos e ratos médios).

A técnica de flutuação teve resultados positivos nas três amostras (Tabela 1, Imagem 26) e a técnica de sedimentação foi negativa.

	TÉCNICA DE FLUTUAÇÃO	TÉCNICA DE SEDIMENTAÇÃO
AMOSTRA I	Ovos de nemátode (27) Ovos de céstode (12)	Negativa
AMOSTRA II	Ovos de nemátode (27) Ovos de céstode (1)	Negativa
AMOSTRA III	Ovos de nemátode (9)	Negativa

Tabela 1: Resultados das coprologias realizadas aos ratinhos do biotério. “()” - nº de ovos encontrados na análise coprológica qualitativa



Imagem 26: Formas parasitárias encontradas nas fezes dos ratinhos do Biotério. **A** - Ovo de nemátode, mais especificamente *Aspicularis tetraptera* **B** - Ovo de ácaro (pseudoparasita) **C** - Ovo de céstode, mais especificamente *Hymenolepis nana* (zoonose). Objetiva de 40x. (Fotografias originais)

BIBLIOGRAFIA

- Alvarez F, Iglesias R, Bos J, Tojo J, Sanmartin ML (1990) "New findings on the helminth fauna of the common european genet (*Genetta genetta* L.): First record of *Toxocara genettae* Warren, 1972 (Ascaridia) in Europe" **Ann. Prasitol. Hum. Comp.**, 244-248
- Barbeiro K (2014) "Aegypius monachus" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Aegypius_monachus/"
- Blázquez DN, Muñoz CJ, Migó JC "Examen microscopico" e "Recuentos de huevos y ooquistes" **Manual básico sobre parásitos y enfermedades parasitarias en las aves rapaces de la comunidad de Madrid**, 20-25
- BirdLife International (2016) "Apus pallidus" **The IUCN Red List of Threatened Species 2016** Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T22686815A86110662.en>"
- BirdLife International (2016) "Larus fuscus" **The IUCN Red List of Threatened Species 2016** Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2016-3.RLTS.T22694373A86719789.en>"
- BirdLife International (2017) "Buteo buteo (amended version of assessment)" **The IUCN Red List of Threatened Species 2017** Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-3.RLTS.T61695117A119279994.en>"
- BirdLife International (2017) "Gyps fulvus (amended version of 2016 assessment)" **The IUCN Red List of Threatened Species 2017** Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "<http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2017-3.RLTS.T22695219A118593677.en>"
- Bowman DD (2014^a) "Antiparasitic drugs" **Georgis' Parasitology for veterinarians** 10, 264-325
- Bowman DD (2014^b) "Diagnostic Parasitology" **Georgis' Parasitology for veterinarians** 10, 326-338
- Bowman DD (2014^c) "Helminths" **Georgis' Parasitology for veterinarians** 10, 122-240
- Camejo A, Loughlin DT (2015) "Born to be wild" **Trends in Parasitology** Volume 31 nº4, 121-122
- Cantrell J (2004) "Bubo bubo" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Bubo_bubo/"
- Carpenter JW (2013^a) "Birds" **Exotic animal formulary** 4, 229-255

Carpenter JW (2013^b) "Ferrets" **Exotic animal formulary** 4, 564-565

Carpenter JW (2013^c) "Wildlife" **Exotic animal formulary** 4, 662-683

Carvalho F, Matolengwe T, Camps D, Gaubert P, Do Linh San E (2016) "A conservation assessment of *Genetta genetta*" **The Red List of Mammals of South Africa, Lesotho and Swaziland**, 1-7.

Dewey, T. (2006) "*Ciconia ciconia*" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Ciconia_ciconia/"

Diaz, K. (2011) "*Strix aluco*" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Strix_aluco/"

Ferrer M, Negro JJ (2004) "The near extinction of two large european predators: super specialists pay a price" **Conservation Biology** volume 18, nº2, 344-349

Forbes NA (2008) "Raptors: parasitic disease" **BSAVA Manual of Raptors, Pigeons and Passerine Birds**, 202-211

Fowler ME, Miller RE (2008) "Veterinary care of Bustards" **Zoo and wild animal medicine: current therapy** 6, 170-185

Gaglio G, Allen S, Bowden L, Bryant M, Morgan ER (2010) "Parasites of European hedgehogs in Britain: epidemiological study and coprological test evaluation" **European Journal of Wildlife Research, Springer Verlag**, 839-844

Hendrix CM, Robinson E (2012) "Common Laboratory Procedures for Diagnosing Parasitism" **Diagnostic parasitology for veterinary technicians**, 307-341

Huffman JE (2008) "Trematodes" **Parasitic diseases of wild birds** 1, 225-245

Hunt, K. (2011) "*Athene noctua*" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Athene_noctua/"

ICNF (2005^a) "*Accipiter gentilis*" **Livro vermelho dos vertebrados de Portugal**, 225-226

ICNF (2005^b) "*Aegypius monachus*" **Livro vermelho dos vertebrados de Portugal**, 215-216

ICNF (2005^c) "*Aquila adalberti*" **Livro vermelho dos vertebrados de Portugal**, 227-228

ICNF (2005^d) "*Milvus milvus*" **Livro vermelho dos vertebrados de Portugal**, 209-210

ICNF (2005^e) "*Otis tarda*" **Livro vermelho dos vertebrados de Portugal**, 261-262

Ivory, A. (1999) "Asio otus" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Asio_otus/"

Lindsay DS, Blagburn BL (2008) "Cryptosporidium" **Parasitic diseases of wild birds** 1, 195-203

Kocijan I, Prukner-Radovčić P, Beck R, Galov A, Marinculić A, Sušić G (2008) "Microflora and internal parasites of the digestive tract of Eurasian griffon vultures (*Gyps fulvus*) in Croatia" **Eur J Wildl Res**, 71-74

Korbel R, Liebich HG, Meiners (2009) "Surgical fracture management" **Avian Anatomy, Textbook and Colour Atlas** 2, 309-321

Krone O, Cooper JE (2002) "Parasitic diseases" **Birds of Prey: Health & Disease** 3, 105-120

McCallen, J. (2007) "Caprimulgus europaeus" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Caprimulgus_europaeus/"

McLaughlin (2008) "Cestodes" **Parasitic diseases of wild birds** 1, 261-276

Mehlhorn H (2016) "Toxocara" **Encyclopedia of Parasitology** 4, 2752

Meyer, B. (2008) "Milvus milvus" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Milvus_milvus/"

Mizgajska-Wiktor H, Jarosz W, Piłacińska B, Dziemian-Zwolak S (2010) "Helminths of hedgehogs, *Erinaceus europaeus* and *E. roumanicus* from Poznań region, Poland coprological study" **Wiadomości parazytologiczne**, 329-332

Montijano MG, Tébar AM, Barreiro B, Rodríguez P, Alonso JC, Martín C, Magaña M, Palacín C, Alonso J, Montesinos A, Luaces I (2002) "Postmortem findings in wild great bustards (*Otis tarda*) from Spain: a clinical approach"

Naem S, Pourreza B, Gorgani-Firouzjaee T (2015) "The European hedgehog (*Erinaceus europaeus*), as a reservoir for helminth parasites in Iran" **Veterinary Research Forum**, 149-153

Nelson T (2006) "Falco tinnunculus" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Falco_tinnunculus/"

Ogada DL, Keesing F, Virani MZ (2012) "Dropping dead: causes and consequences of vulture population declines worldwide" *Annals of the New York Academy of Sciences*, 57-71

Pajerski L (2005) "Accipiter gentilis" (On-line), Animal Diversity Web. Consultado a 30 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/accounts/Accipiter_gentilis/"

- Palomino D, Carrascal LM (2007) "Habitat associations of a raptor community in a mosaic landscape of Central Spain under urban development" **Landscape and Urban Planning** 83, 268-274
- Quercus, Associação Nacional de Conservação da Natureza "CERAS" (on-line) Consultado a 22 de Janeiro de 2018 em "<http://quercus.pt/ceras/296-apresentacao>"
- Ramsey I (2014) "Pyrantel" **BSAVA Small Animal Formulary** 8, 343-344
- Reed TE, Daunt F, Kiploks AJ, Burthe SJ, Granroth-Wilding HVM, Takashi EA, Newell M, Wanless S, Cunningham EJA (2012) "Impacts of Parasites in Early Life: Contrasting Effects on Juvenile Growth for Different Family Members" **PLoS ONE**
- Roberts C (2011) "Erinaceus europaeus" Animal Diversity Web. Consultado a 26 de Janeiro de 2018 em "http://animaldiversity.org/site/accounts/information/Erinaceus_europaeus.html"
- Samour J (2016) "Medical, Nursing and Cosmetic Procedures" **Avian Medicine** 3, 204-245
- Santoro M, Mattiucci S, Nascetti G, Kinsella JM, Di Prisco F, Troisi S, D'Alessio N, Veneziano V, Aznar FJ (2012) "Helminth Communities of Owls (Strigiformes) Indicate Strong Biological and Ecological Differences from Birds of Prey (Accipitriformes and Falconiformes) in Southern Italy" **PLoS ONE**
- Scott DE (2016^a) "Handling and Physical Examination" **Raptor Medicine, Surgery and Rehabilitation** 2, 1-10
- Scott DE (2016^b) "Miscellaneous conditions" **Raptor Medicine, Surgery and Rehabilitation** 2, 125-144
- Shalaby HÁ (2013) "Anthelmintics resistance: how to overcome it?" **Iranian Journal Parasitology**, 18-32
- Wieland B (2007) "Endoparasiten beim Igel" **Wien Klin Wochenschr**, 40-44
- Wilber MQ, Weinstein SB, Briggs CJ (2016) "Detecting and quantifying parasite-induced host mortality from intensity data: method comparisons and limitations" **International Journal for Parasitology**, 59-66
- Wobeser GA (2008) "Parasitism: costs and effects" **Parasitic diseases of wild birds**, 3-9
- Yabsley MJ (2008) "Eimeria" **Parasitic diseases of wild birds** 1, 162-180
- Yañes B, Muñoz AR, Ferrer M (2013) "Invertebrates as Prey of Short-Toed Snake-Eagles (Circaetus gallicus)" **Journal of raptor research** Volume 47 nº3, 320-323

ANEXOS:

Anexo I - Tabelas

Identificação da amostra	Data da colheita	Oocistos	Ovos de nemátodes	Ovos de céstodes	Sedimentação Ovos de tremátodes
Águia-imperial-ibérica (<i>Aquila adalberti</i>) nº 2868/17	09/10/2017	N	N	N	N
	17/10/2017	N	N	N	N
Águia-calçada (<i>Aquila pennata</i>) nº 2903/17	12/10/2017	N	N	N	N
	19/10/2017	N	N	N	N
Mocho-galego (<i>Athene noctua</i>) nº 2929/17	15/10/2017	N	N	N	N
	16/10/2017	N	N	N	N
Cegonha-branca (<i>Ciconia ciconia</i>) nº 2944/17	30/09/2017	Positiva	Positiva	N	N
Peneireiro-comum (<i>Falco tinnunculus</i>) nº 2962/17	15/09/2017	N	N	N	N
	15/10/2017	N	N	N	N
	16/10/2017	N	N	N	N
	17/10/2017	N	N	N	N
	20/11/2017	N	N	N	N
Abetarda (<i>Otis tarda</i>) nº 2966/17	28/09/2017	N	Positiva	Positiva	N
	11/10/2017	N	N	N	N
	18/10/2017	N	N	N	N
	26/10/2017	N	N	N	N
Águia-cobreira (<i>Circaetus gallicus</i>) nº 2975/17	13/12/2017	N	N	N	N
Noitibó (<i>Caprimulgus europaeus</i>) nº 2987/17	14/09/2017	Positiva	N	N	N
	17/09/2017	Positiva	N	N	N
	25/09/2017	Positiva	N	N	N
	07/10/2017	N	N	N	N
Bufo-real (<i>Bubo bubo</i>) nº 2991/17	15/09/2017	N	N	N	N
Bufo-real (<i>Bubo bubo</i>) nº 2997/17	27/09/2017	N	Positiva	N	N
	08/10/2017	N	N	N	N
	09/10/2017	N	N	N	N
	16/10/2017	N	Positiva	N	N
	24/10/2017	N	Positiva	N	N
	06/11/2017	N	Positiva	N	N
Águia-cobreira (<i>Aquila pennata</i>) nº 3002/17	18/09/2017	N	N	N	N
Águia-cobreira (<i>Circaetus gallicus</i>) nº 3006/17	17/09/2017	N	Positiva	N	N
	18/09/2017	N	Positiva	N	N
	12/10/2017	N	N	N	N
	17/10/2017	N	N	N	N

Identificação da amostra	Data da colheita	Oocistos	Ovos de nemátodes	Ovos de céstodes	Sedimentação
Andorinhão-pálido (<i>Apus pallidus</i>) nº 3010/17	15/09/2017	N	N	N	N
	22/09/2017	N	N	N	N
	01/10/2017	Positiva	N	N	N
Cegonha-branca (<i>Ciconia ciconia</i>) nº 3011/17	15/09/2017	N	N	N	N
Abutre-preto (<i>Aegypius monachus</i>) nº 3016/17	25/09/2017	N	N	N	N
Bufo-pequeno (<i>Asio otus</i>) nº 3019/17	12/10/2017	N	N	N	N
	15/10/2017	N	N	N	N
	16/10/2017	N	N	N	N
Águia-de-asa-redonda (<i>Buteo buteo</i>) nº 3023/17	15/10/2017	N	Positiva	Positiva	Positiva
	16/10/2017	N	Positiva	N	Positiva
	17/10/2017	N	Positiva	N	Positiva
	18/10/2017	N	N	N	N
	19/10/2017	Positiva	Positiva	N	Positiva
	21/10/2017	N	Positiva	N	N
	10/11/2017	N	Positiva	N	Positiva
	17/11/2017	N	Positiva	N	N
	18/11/2017	Positiva	Positiva	N	Positiva
	19/11/2017	N	Positiva	N	N
	20/11/2017	N	N	N	N
Grifo (<i>Gyps fulvus</i>) nº 3025/17	23/10/2017	N	N	N	N
Águia-de-asa-redonda (<i>Buteo buteo</i>) nº 3026/17	10/11/2017	N	Positiva	N	N
Milhafre-real (<i>Milvus milvus</i>) nº 3027/17	25/10/2017	N	Positiva	N	N
Ouriço-cacheiro (<i>Erinaceus europaeus</i>) nº 3028-3031/17	24/10/2017	N	N	N	N
Gineta (<i>Genetta genetta</i>) nº 3037/17	29/10/2017	N	Positiva	N	N
Bufo-real (<i>Bubo bubo</i>) nº 3040/17	11/01/2018	N	Positiva	N	Positiva
Coruja-do-mato (<i>Strix aluco</i>) nº 3042/17	16/11/2017	N	N	N	N
	03/12/2017	N	N	N	Positiva
Gaivota-de-asa-escura (<i>Larus fuscus</i>) nº 3046/17	10/11/2017	N	Positiva	N	N
Açor (<i>Accipiter gentilis</i>) nº 3056/17	09/12/2017	N	Positiva	N	N
	06/01/2018	N	Positiva	N	Positiva
Cegonha-branca (<i>Ciconia ciconia</i>) nº 3062/17	04/01/2018	N	N	N	N
Águia-de-asa-redonda (<i>Buteo buteo</i>) nº 3067/18	11/01/2018	N	Positiva	N	Positiva

Tabela 2: Resultados das coprologias qualitativas (técnica de flutuação e técnica de sedimentação) ("N" - Análise negativa; "Positiva" – Análise positiva, a análise foi sempre considerada positiva para a detecção de parasita mesmo que só fosse encontrado um ovo/oocisto)

Identificação da amostra	Data da colheita	Contagem		
		Ovos de nemátodes	Ovos de céstodes	Oocistos
Cegonha-branca (<i>Ciconia ciconia</i>) nº 2944/17	30/09/2017	50 opg	-	50 opg
Abetarda (<i>Otis tarda</i>) nº 2966/17	28/09/2017	450 opg	650 opg	-
Noitibó (<i>Caprimulgus europaeus</i>) nº 2987/17	14/09/2017	-	-	50 opg
	17/09/2017	-	-	8400 opg
	25/09/2017	-	-	50 opg
Bufo-real (<i>Bubo bubo</i>) nº 2997/17	27/09/2017	1000 opg	-	-
	06/11/2017	600 opg	-	-
Águia-cobreira (<i>Circaetus gallicus</i>) nº 3006/17	17/09/2017	1350 opg	-	-
	18/09/2017	4850 opg	-	-
Andorinhão-pálido (<i>Apus pallidus</i>) nº 3010/17	01/10/2017	-	-	50 opg
*Águia-de-asa-redonda (<i>Buteo buteo</i>) nº 3023/17	10/11/2017	6900 opg	-	-
	17/11/2017	3800 opg	-	-
	18/11/2017	3100 opg	-	-
	19/11/2017	4700 opg	-	-
	20/11/2017	0 opg	-	-
	29/11/2017	0 opg	-	-
	05/12/2017	1200 opg	-	1100 opg
* Águia-de-asa-redonda (<i>Buteo buteo</i>) nº 3026/17	10/11/2017	2800 opg	-	-
	17/11/2017	4700 opg	-	-
	18/11/2017	1400 opg	-	-
	19/11/2017	1700 opg	-	-
	20/11/2017	100 opg	-	-
	29/11/2017	200 opg	-	-
	05/12/2017	0 opg	-	-
*Gineta (<i>Genetta genetta</i>) nº 3037/17	14/11/2017	600 opg	-	-
	16/11/2017	2200 opg	-	-
	21/11/2017	7400 opg	-	-
	28/11/2017	8900 opg	-	-
	30/11/2017	1300 opg	-	-
	01/12/2017	1200 opg	-	-
	02/12/2017	600 opg	-	-
	03/12/2017	400 opg	-	-
	04/12/2017	500 opg	-	-
* Gaivota-de-asa-escura (<i>Larus fuscus</i>) nº 3046/17	10/11/2017	1150 opg	-	-
	16/11/2017	3300 opg	-	-
	17/11/2017	600 opg	-	-
	18/11/2017	0 opg	-	-
	20/11/2017	0 opg	-	-
	03/12/2017	0 opg	-	-

Tabela 3: Resultados da análise quantitativa das fezes (contagem em câmara de Mc Master) (opg – ovos/oocistos por grama de fezes; “*” Animais em que se realizou a monitorização do tratamento; “-” – não se efetuou contagem)

Anexo II - Fotografias



Imagem 27: Os animais do CERAS. **A-** Peneireiro-comum (*Falco tinnunculus*); **B-** Gineta (*Genetta genetta*); **C-** Cágado-mediterrânico (*Mauremys leprosa*); **D-** Açor (*Accipiter gentilis*); **E-** Grifo (*Gyps fulvus*); **F-** Abutre-preto (*Aegypius monachus*); **G-** Águia-cobreira (*Circaetus gallicus*); **H-** Cegonhas-brancas (*Ciconia ciconia*) e uma gaivota-de-asa-escura (*Larus fuscus*); **I-** Bufo-pequeno (*Asio otus*); **J-** Águia-de-asa-redonda (*Buteo buteo*); **K-** Ouriço-cacheiro (*Erinaceus europaeus*); **L-** Bufo-real (*Bubo bubo*); **M-** Águia-imperial-ibérica (*Aquila adalberti*); **N-** Águia-calçada (*Aquila pennata*); **O-** Abetarda (*Otis tarda*). (M, N e O - Arquivo da Quercus; A a L - Fotografias originais)



A



B



C



D



E



F



G

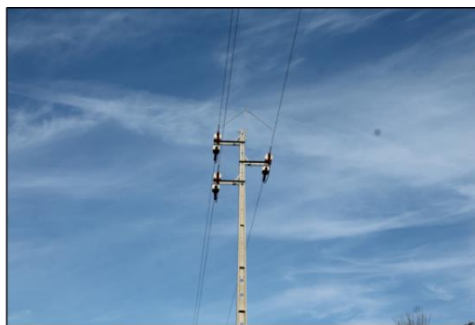


H

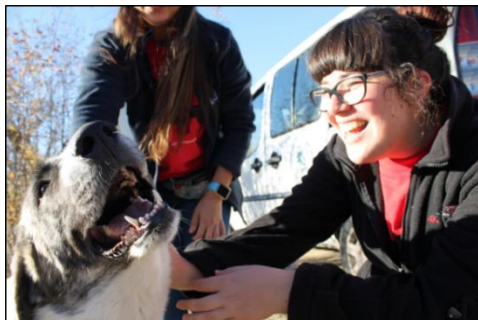
Imagem 28: Necrópsias. **A** - Cegonha-branca (*Ciconia ciconia*); **B** - Lontra (*Lutra lutra*); **C** - Galinhola (*Scolopax rusticola*); **D** - Andorinhão-pálido (*Apus pallidus*); **E** - Mocho-galego (*Athene noctua*); **F** - Bufo-Real (*Bubo bubo*); **G** - Águia-calçada (*Aquila pennata*); **H** - Garça-real (*Ardea cinerea*)



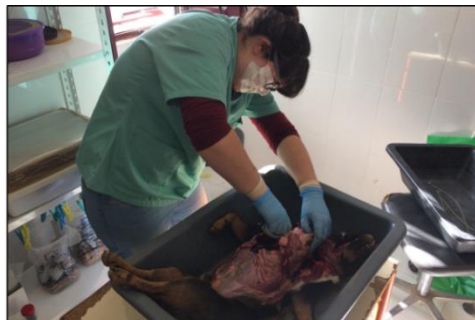
A



B



C



D

Imagem 29: Os projetos. **A e B** - Fotografias tiradas no âmbito do Projeto Linhas Elétricas. O tordo que se encontra em A foi encontrado por baixo das linhas observadas em B. **C** - Cão pastor que se encontra inserido no Projeto Life Inovação contra Envenenamentos. **D** - Necrópsia realizada a canídeo no âmbito do Programa Antídoto Portugal (Fotografias originais)



A



B

Imagem 30: **A** - Polimetilmetacrilato impregnado com antibiótico (clindamicina) **B** - Colocação do polimetilmetacrilato impregnado com clindamicina no dígito de uma águia cobreira (*Circaetus gallicus*). (Fotografias originais)



A



B

Imagem 31: Cirurgia em Bufo Pequeno (*Asio otus*). Colocação de cavilha intramedular com fixação externa. (Fotografias originais)



Imagem 32: Procedimentos diversos. **A** - Limpeza e desinfecção de feridas em gineta (*Genetta genetta*); **B** - Teste de fluoresceína (positivo) em cegonha-branca (*Ciconia ciconia*); **C** - Contenção de bufo-real (*Bubo bubo*); **D** - Administração PO em milhafre-real (*Milvus milvus*); **E** - Monitorização anestésica em bufo-real (*Bubo bubo*); **F** - Colocação de microship em tartaruga. (Fotografias originais)

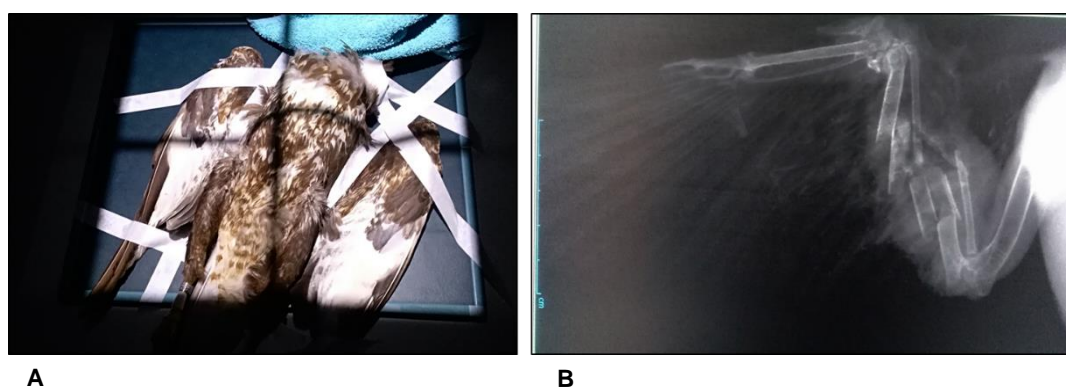
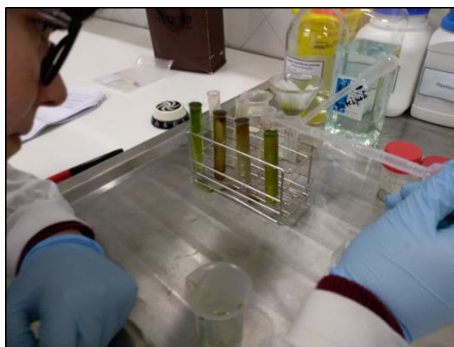
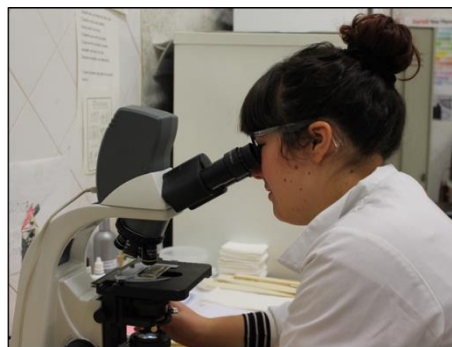


Imagem 33: Raio x. **A** - Posicionamento da ave no raio x (projecção VD). A contenção é realizada com o auxílio de fita de papel. **B** - Raio x da asa de um Gavião (*Accipiter nisus*), fratura exposta com vários fragmentos (projecção VD). (Fotografias originais)

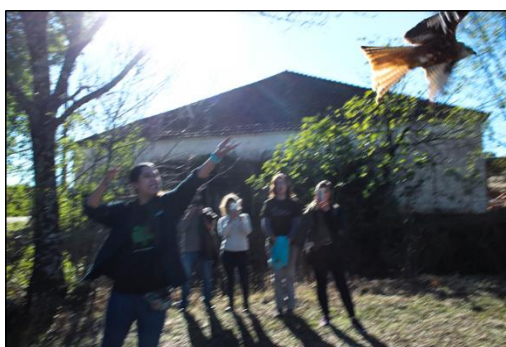


A



B

Imagem 34: Realização e observação de coprologias. **A** - Técnica de flutuação; **B** - Contagem de ovos utilizando a câmara de McMaster (Fotografias originais)



A



B



C

Imagem 35: Libertações. **A** - Libertação de milhafre-real (*Milvus milvus*); **B** - Libertação de águia-de-asa-redonda (*Buteo buteo*); **C** - Libertação de grifo (*Gyps fulvus*). (Fotografias originais)



Imagem 36: Esqueleto completo de lontra (*Lutra lutra*). (Fotografia original)